



**HAL**  
open science

# Température du chiot en période néonatale et pédiatrique : mesure, variation, intérêt pronostique

Marie Catteau

► **To cite this version:**

Marie Catteau. Température du chiot en période néonatale et pédiatrique : mesure, variation, intérêt pronostique. Médecine vétérinaire et santé animale. 2014. dumas-04548368

**HAL Id: dumas-04548368**

**<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04548368v1>**

Submitted on 16 Apr 2024

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



## Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints> ID : 12267

**To cite this version :**

Catteau, Marie. *Température du chiot en période néonatale et pédiatrique : mesure, variation, intérêt pronostique*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2014, 54 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: [staff-oatao@inp-toulouse.fr](mailto:staff-oatao@inp-toulouse.fr).

# TEMPERATURE DU CHIOT EN PERIODE NEONATALE ET PEDIATRIQUE : mesure, variation, intérêt pronostique

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement  
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

*par*

**Marie CATTEAU**

Née le 4 Avril 1990 à Chaumont (52)

---

**Directeur de thèse : Mme CHASTANT Sylvie**

---

## JURY

PRESIDENT :

**M. ALRIC Laurent**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

**Mme CHASTANT Sylvie**

**M. DOSSIN Olivier**

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

**Mme MILA Hanna**

Docteur vétérinaire, UMR 1225 INRA/ENVT, Interactions hôte pathogène

**Ministère de l'Agriculture de l'Agroalimentaire et de la Forêt  
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

**Directeur** : M. Alain MILON

**PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE**

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
- M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1° CLASSE**

- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 2° CLASSE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

**PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

**MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE**

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*

Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*  
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*  
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*  
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*  
M.....**MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*  
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

#### **MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)**

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*  
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*  
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*  
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*  
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*  
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*  
Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*  
Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*  
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*  
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*  
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*  
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*  
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*  
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*  
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*  
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction (en disponibilité)*  
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*  
Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*  
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*  
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*  
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*  
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*  
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

#### **MAITRES DE CONFERENCES ET AGENTS CONTRACTUELS**

M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*  
M. **DAHAN Julien**, *Médecine Interne*  
Mme **FERNANDEZ Laura**, *Pathologie de la reproduction*

#### **ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS**

M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*

## REMERCIEMENTS

**Aux membres du jury de thèse,**

**A Monsieur le Professeur Laurent ALRIC**

Professeur des Universités,  
Praticien Hospitalier,  
*Médecine interne,*

Qui nous a fait l'honneur de présider le jury de cette thèse.

*En témoignage de mon profond respect.*

**A Madame le Docteur Sylvie CHASTANT,**

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE,  
*Pathologie de la reproduction,*

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la direction de notre thèse.

*Hommage respectueux.*

**A Monsieur le Docteur Olivier DOSSIN**

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE,  
*Pathologie médicale des équidés et des carnivores,*

Qui nous a fait l'honneur de prendre part à notre jury.

*Sincère reconnaissance.*

Au Docteur Hanna MILA, pour aide précieuse, sa pédagogie et sa gentillesse.

**A mes parents**, pour leur soutien et leur amour, dans les bons comme dans les mauvais jours.

**A mon frère**, pour avoir toujours été là aux moments qui comptent.

**A ma famille**, pour m'avoir encouragée, hébergée, distraite et aidée durant toute ma scolarité.

**A mes amis de lycée**, parce que même si on est éparpillés aux quatre coins de la France, on ne perd pas contact et on arrive toujours à se retrouver (un petit repas en décembre, un parc d'attraction en été...).

**A Audrey**, merci d'être venue me voir si souvent et merci pour toutes tes cartes et tous les petits cadeaux que tu m'as ramené de tes voyages.

**A Clémence**, pour toujours m'emmener faire des trucs que je ne ferais jamais toute seule ! Et pour tous nos week-ends à venir sur la côte d'opale.

**A Audrey**, merci d'être toujours là quand je rentre à Bourges, merci pour les balades en voiture dans la campagne berrichonne !

**A mes amis de prépa**, parce que sans vous ça aurait été bien plus difficile de passer cette épreuve ! Et parce que c'est cool d'avoir des gens à voir à Paris !

**A Clémence**, merci de m'avoir fait confiance quand je t'ai dit que Toulouse c'était génial !

**A tous les gens que j'ai rencontrés à l'école**, merci de m'avoir permis de passer cinq super années.

**A Elodie**, parce que j'adore te faire marcher et parce que tu es ma copine d'adoption de chat !

**A Amélie**, ma voisine préférée pendant cinq ans, et à ma filleule Nanou, pour nos promenades, nos visites impromptues...

**A Anthia**, parce que j'adore t'apprendre ce que les filles font !

**A Elise**, pour avoir été ma meilleure collègue de groupe, pour toutes les photos que tu as prise, pour nos virées shopping et pour les potins !

**A Hélène et Anne-So**, parce que vous alliez si bien ensemble en coloc, vive la collection de vernis !

**A Poppy**, j'espère que quand j'aurais un chien on pourra aller « promener » ensemble ! J'ai été tellement frustrée pendant toutes ces années. Et pour tous les débriefings de série qu'on a fait et tous ceux qu'on fera !

**A Pierre-Paul**, pour tes blagues graveleuses, à **Lucie** pour ta bonne humeur et à **Marguerite**, pour tes efforts pour me faire aimer les araignées (il va falloir qu'on reste amies très très très longtemps si tu veux réussir ce prodige !).

**Et à tout mon super groupe de TD** : Erika, Nicolas, Guillaume, Adrien, Manue et les ERASMUS, Anaïs, Théodora,... Je garde plein de supers souvenirs avec vous !

**A mes poulots**, Anais, Marjo, Eléonore, Hélène et tous les autres pour une super semaine d'accueil ! Et plus particulièrement merci à **Christophe** pour m'avoir bien aidé dans ma bibliographie !

A tous ceux que j'ai découverts ou redécouverts en clinique : **Claudia**, pour avoir été mon binôme de A5 préféré, **Lucien**, parce que la médecine gé n'aurait pas été la même chose sans toi, **Tony** et **Sylvain**, pour toutes vos blagues qui mettaient de la bonne humeur dans la semaine d'urgence.

Enfin, à tous ceux que j'ai rencontrés à Toulouse et qui vont me manquer (venez me voir dans le Nord !) : Guillaume, Thomas, Camille, Gwen, Romain, Geoffrey et tous ceux que j'oublie.

## Sommaire

Liste des figures.....	6
Liste des tableaux.....	7
Introduction.....	8
<b>ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE</b> .....	9
1. <b>Valeurs normales de la température corporelle d'un chiot nouveau-né</b> .....	9
2. <b>La thermorégulation chez le chiot</b> .....	9
2.1. <i>Mécanismes de régulation chez l'adulte</i> .....	10
2.2. <i>Mécanismes de régulation chez le chiot nouveau-né</i> .....	12
2.3. <i>Thermogenèse sans frisson</i> .....	13
3. <b>Hypothermie chez le chiot</b> .....	14
3.1. <i>Causes de l'hypothermie</i> .....	14
3.2. <i>Conséquences de l'hypothermie</i> .....	15
4. <b>La réponse aux agents pyrogènes chez le chiot nouveau-né</b> .....	15
4.1. <i>Hyperthermie et fièvre</i> .....	15
4.2. <i>Développement de la fièvre chez le chiot nouveau-né</i> .....	16
<b>ETUDE EXPERIMENTALE</b> .....	19
1. <b>Matériel et méthodes</b> .....	19
1.1. <i>Animaux</i> .....	19
1.2. <i>Matériel utilisé</i> .....	19
1.3. <i>Protocole</i> .....	20
1.3.1. <i>Prise de température</i> .....	20
1.3.2. <i>Pesée</i> .....	21
1.3.3. <i>Mortalité</i> .....	21
1.4. <i>Traitement des données</i> .....	21
2. <b>Résultats</b> .....	22
2.1. <i>Description de la population</i> .....	22
2.2. <i>Comparaison des méthodes de prise de température</i> .....	23
2.2.1. <i>Choix des zones de mesure et répétabilité</i> .....	23
2.2.2. <i>Relation entre la température rectale et la température donnée par le thermomètre infrarouge</i> .....	24
2.2.3. <i>Relation entre la température rectale et la température donnée par la caméra thermique</i> .....	26
2.3. <i>Evolution de la température au cours du temps</i> .....	27
2.3.1. <i>Distribution de la température durant les premiers jours de vie</i> .....	27
2.3.2. <i>Evolution de la température dans le temps</i> .....	28
2.3.3. <i>Evolution de la température en fonction du sexe</i> .....	29
2.3.4. <i>Evolution de la température en fonction du format racial</i> .....	30

2.3.5.	Evolution de la température en fonction du poids.....	32
2.3.5.1.	<i>Poids à la naissance</i> .....	32
2.3.5.2.	<i>Poids à 21 jours</i> .....	33
2.3.6.	Evolution de la température en fonction du mois de naissance.....	34
2.3.7.	Analyse multivariée de l'évolution de la température .....	35
2.4.	<i>Température, croissance et mortalité</i> .....	35
2.4.1.	Relation entre la température et le gain moyen quotidien .....	35
2.4.2.	Distribution de la mortalité dans la population au cours du temps.....	36
2.4.3.	Mortalité et températures .....	37
2.4.4.	Température et mortalité durant la période pédiatrique.....	39
3.	<b>Discussion</b> .....	41
3.1.	<i>Population</i> .....	41
3.2.	<i>Méthodes de mesure de la température corporelle</i> .....	41
3.2.1.	Thermomètre digital rectal .....	41
3.2.2.	Thermomètre infrarouge .....	42
3.2.3.	Caméra thermique .....	43
3.3.	<i>Evolution de la température</i> .....	44
3.3.1.	Au cours du temps.....	44
3.3.2.	En fonction du sexe .....	44
3.3.3.	En fonction du format racial .....	44
3.3.4.	En fonction du poids .....	44
3.3.5.	En fonction du mois de naissance .....	45
3.3.6.	En fonction de tous les facteurs précédents.....	46
3.4.	<i>Influence de la température sur la croissance et la mortalité</i> .....	46
3.4.1.	Distribution de la température et la mortalité dans la population .....	46
3.4.2.	Mortalité précoce et hypothermie .....	47
3.4.3.	Influence de la température sur la croissance .....	47
3.4.4.	Hypothermie et hyperthermie et relation avec la mortalité en période pédiatrique.....	48
	Conclusion.....	49
	Bibliographie.....	50

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : Evolution de la température rectale du chiot nouveau-né (Mueggler et al., 1979) ..9	9
<b>Figure 2</b> : Mécanismes de thermorégulation chez le chien adulte (Miller, 2011) .....10	10
<b>Figure 3</b> : Thermorégulation chez le chien adulte (d'après Crighton, 1968) .....11	11
<b>Figure 4</b> : Thermorégulation chez le chiot nouveau-né (d'après Crighton, 1968).....12	12
<b>Figure 5</b> : La mitochondrie du tissu adipeux brun (Himms-Hagen, 1990) .....13	13
<b>Figure 6</b> : Physiopathologie de la fièvre (Miller, 2011).....16	16
<b>Figure 7</b> : Thermomètres, de gauche à droite, rectal, infrarouge et caméra thermique .....20	20
<b>Figure 8</b> : Méthode de prise de température : rectale ci-dessus et avec le thermomètre infrarouge ci-contre .....20	20
<b>Figure 9</b> : Visualisation d'une portée à l'aide de la caméra thermique .....21	21
<b>Figure 10</b> : Pesée d'un chiot .....21	21
<b>Figure 11</b> : Température infrarouge en fonction de la température rectale; évolution au cours du temps .....24	24
<b>Figure 12</b> : Evolution parallèle des températures rectale et infrarouge pour des chiots clairs, foncés, de grande race et de petite race.....25	25
<b>Figure 13</b> : Relation entre la température donnée par la caméra thermique et la température rectale .....26	26
<b>Figure 14</b> : Evolution de la différence entre la température rectale et donnée par la caméra thermique au cours du temps .....27	27
<b>Figure 15</b> : Répartition de la température dans la population .....27	27
<b>Figure 16</b> : Evolution de la température rectale de la naissance au sevrage.....28	28
<b>Figure 17</b> : Evolution de la température en fonction du sexe pendant les 21 premiers jours 29	29
<b>Figure 18</b> : Evolution de la température en fonction du sexe, de la 3e semaine au sevrage 30	30
<b>Figure 19</b> : Evolution de la température en fonction du format racial pendant les 3 premières semaines.....31	31
<b>Figure 20</b> : Evolution de la température en fonction du format racial, de 21 à 56 jours .....31	31
<b>Figure 21</b> : Evolution de la température en fonction des quartiles de poids de naissance, pendant les 3 premières semaines .....32	32
<b>Figure 22</b> : Evolution de la température en fonction des quartiles de poids à 21 jours, de 21 jours au sevrage.....33	33
<b>Figure 23</b> : Evolution de la température en fonction du mois de naissance, de la naissance à 21 jours .....34	34
<b>Figure 24</b> : Gain moyen quotidien entre J0 et J2 et entre J0 et J7 en fonction des températures des 2 premiers jours. ....36	36
<b>Figure 25</b> : Répartition de la mortalité de la naissance au sevrage .....37	37
<b>Figure 26</b> : Taux de mortalité avant 21 jours en fonction de la température rectale à 24h...37	37

<b>Figure 27</b> : Relation entre la température à 24h et la durée de vie.....	38
<b>Figure 28</b> : Mortalité suivant le mois de naissance.....	38
<b>Figure 29</b> : Nombre de cas d'hyperthermie en fonction de l'âge des chiots.....	39
<b>Figure 30</b> : Nombre de cas d'hypothermie en fonction de l'âge des chiots .....	40

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Températures rectales chez le chiot (Rickard, 2011).....	9
<b>Tableau 2</b> : Causes naturelles d'hypothermie (d'après Crighton, 1968).....	15
<b>Tableau 3</b> : Classification en quartiles de poids (g) à la naissance et à 21 jours en fonction du format racial.....	19
<b>Tableau 4</b> : Races des chiots inclus dans l'étude .....	22
<b>Tableau 5</b> : Répartition des chiots dans les quartiles à la naissance et à 21 jours .....	23
<b>Tableau 6</b> : Choix des zones de mesure de température .....	23
<b>Tableau 7</b> : Corrélacion entre la température rectale et la température infrarouge en fonction du temps .....	24
<b>Tableau 8</b> : Table de référence entre la température infrarouge mesurée et la température rectale correspondante.....	25
<b>Tableau 9</b> : Evolution de la température rectale au cours du temps.....	28
<b>Tableau 10</b> : Normales de saison à Tangry (62), d'après Météo France .....	34
<b>Tableau 11</b> : Corrélacion entre le GMQ et la température rectale .....	35
<b>Tableau 12</b> : Hyperthermie chez les chiots .....	39
<b>Tableau 13</b> : Hypothermie chez les chiots.....	40

## Introduction

La température est un facteur essentiel pour l'évaluation de l'état de santé d'un animal. Chez le nouveau-né, le risque d'hypothermie est particulièrement élevé du fait d'un rapport surface/volume élevé et de l'absence de nombreux réflexes (Rickard, 2011). Chez le jeune, l'hyperthermie est ensuite un des premiers symptômes d'agression par un pathogène. C'est pourquoi il est important de disposer d'une méthode de mesure de la température fiable et rapide. A la naissance certains chiots sont trop petits pour que leur température soit prise à l'aide d'un thermomètre rectal. De plus c'est une méthode invasive et certains chiots ne se laissent pas manipuler le temps nécessaire à une prise correcte de mesure.

Dans une première partie bibliographique, nous nous intéresserons aux données de la littérature quant à la température normale d'un chiot ainsi que sa relation avec la croissance future du chiot et son pronostic de survie. Puis nous parlerons des mécanismes de la thermogenèse et de leurs particularités chez le chiot nouveau-né et enfin de la capacité d'un nouveau-né à réagir face à un agent pyrogène.

Dans une deuxième partie, nous présenterons l'étude expérimentale qui aurait pour but de tester l'intérêt de plusieurs méthodes de prise de température chez le chiot, dont la caméra thermique. Nous avons également établi une courbe de l'évolution normale de la température en fonctions de critères tels que le sexe, le format racial et le poids de naissance. Ce travail a également étudié les relations entre la température durant les premiers jours de vie et la croissance et la mortalité des chiots en période néonatale.

## Etude bibliographique

### 1. Valeurs normales de la température corporelle d'un chiot nouveau-né

La température d'un chiot augmente au cours du temps. A la naissance elle est nettement inférieure à celle d'un chien adulte (aux alentours de 35°C) et elle augmente progressivement jusqu'à atteindre environ 37,8°C à 4 semaines d'âge (Figure 1). Les fourchettes de températures observées aux différents âges sont indiquées dans le Tableau 1.

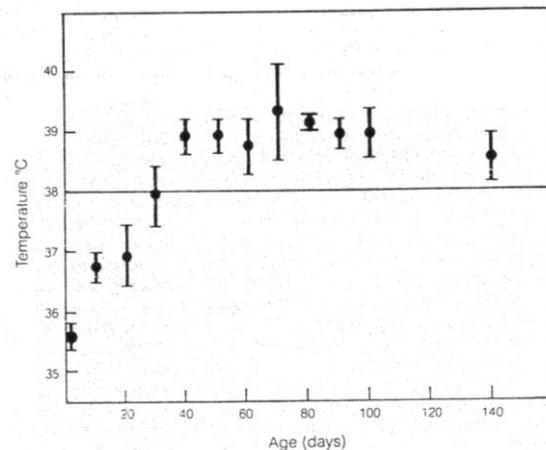
La valeur moyenne de la température augmente avec l'âge, surtout pendant les 4 à 5 premières semaines et elle est semblable pour tous les chiots quelle que soit leur race (Piccione et al., 2010).

Le chiot atteint 38°C à l'âge d'un mois et au moment du sevrage sa température est stabilisée à celle d'un chien adulte (Mueggler et al., 1979 ; Johnston, Root Kustritz, 2001).

A la naissance, la température du chiot chute car l'environnement de naissance est beaucoup plus froid que l'intérieur de l'utérus et que le chiot naît mouillé. La mère doit alors le sécher au plus vite. La température d'un nouveau-né peut chuter de 4.5°C dans les minutes qui suivent la naissance (Poffenbarger et al., 1990). La mère le réchauffe contre ses mamelles : la température au niveau des mamelles de la chienne est alors proche de sa température centrale (Crighton, 1968).

**Tableau 1** : Températures rectales chez le chiot (Rickard, 2011)

	Température rectale (°C)
<b>1e semaine</b>	35 à 37,2
<b>2e et 3e semaine</b>	36,1 à 37,8
<b>4e semaine</b>	37,2 à 38,3



**Figure 1** : Evolution de la température rectale du chiot nouveau-né (Mueggler et al., 1979)

Il est normal qu'un chiot perde du poids durant le premier jour de vie (dans la limite de 4% de son poids de naissance - Mila et al., 2012). Mais ensuite il doit prendre entre 5 et 10% du poids de naissance chaque jour (Rickard, 2011). Ainsi, un chiot va doubler son poids de naissance en 10 à 12 jours (Hoskins, 2001).

### 2. La thermorégulation chez le chiot

Les chiots sont très sensibles à la température de l'environnement (Fox, 1963). Les chiots orphelins, qui sont directement exposés à la température environnementale, doivent être gardés dans une pièce dont la température est stable entre 30 et 32°C pour maintenir leur température corporelle (Johnston, Root Kustritz, 2001).

En effet, un chiot de 1 jour mis dans un environnement dont la température est comprise entre 1 et 6°C va voir sa température chuter sous 26,6°C. Un chiot de 6 jours mis dans un tel environnement va voir sa température chuter à 30,5°C, alors que chez un chiot de 22 jours une telle exposition n'induit plus d'hypothermie. À 1 jour, même une température environnementale de 21°C induit une hypothermie (Crighton, 1968).

Fox (1963) nous apprend que les chiots ayant souffert d'hypothermie grandissent moins vite que les autres et peuvent développer des anomalies neurologiques ou comportementales. Crighton (1968) ajoute qu'un chiot en hypothermie durant les 48 premières heures de sa vie ne gagnera pas autant de poids qu'un chiot ayant atteint plus vite la normothermie. Cependant, chez le nouveau-né humain, l'hypothermie n'a pas d'influence sur la croissance et n'entraîne que rarement des retards mentaux (Bower et al., 1960). En effet, seulement 3 enfants sur 36 montraient des handicaps pouvant être dus à leur période d'hypothermie (infirmité motrice cérébrale, léger retard mental et épilepsie avec léger retard mental). En terme de croissance, seul un enfant avait une taille inférieure à moins 2 écarts-types et cet enfant présentait une malformation cardiaque congénitale.

Les résultats précédents suggèrent que les mécanismes de thermorégulation ne sont pas encore opérationnels à la naissance mais qu'ils le deviennent progressivement au fur et à mesure que le chiot grandit.

## 2.1. Mécanismes de régulation chez l'adulte

La thermorégulation chez le chien adulte est contrôlée par le système nerveux central au niveau de l'hypothalamus antérieur. Les changements de température ambiante ou corporelle sont captés par les thermorécepteurs centraux et périphériques et l'information est transmise à l'hypothalamus antérieur par le système nerveux.

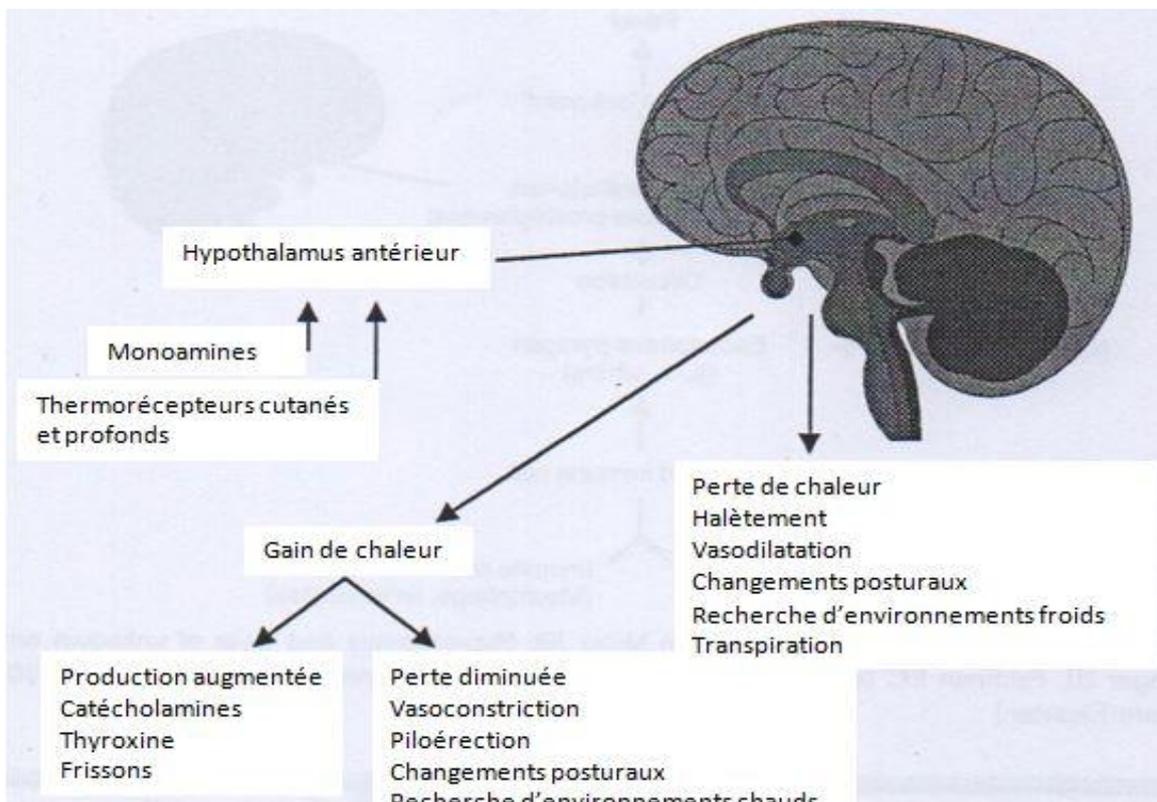


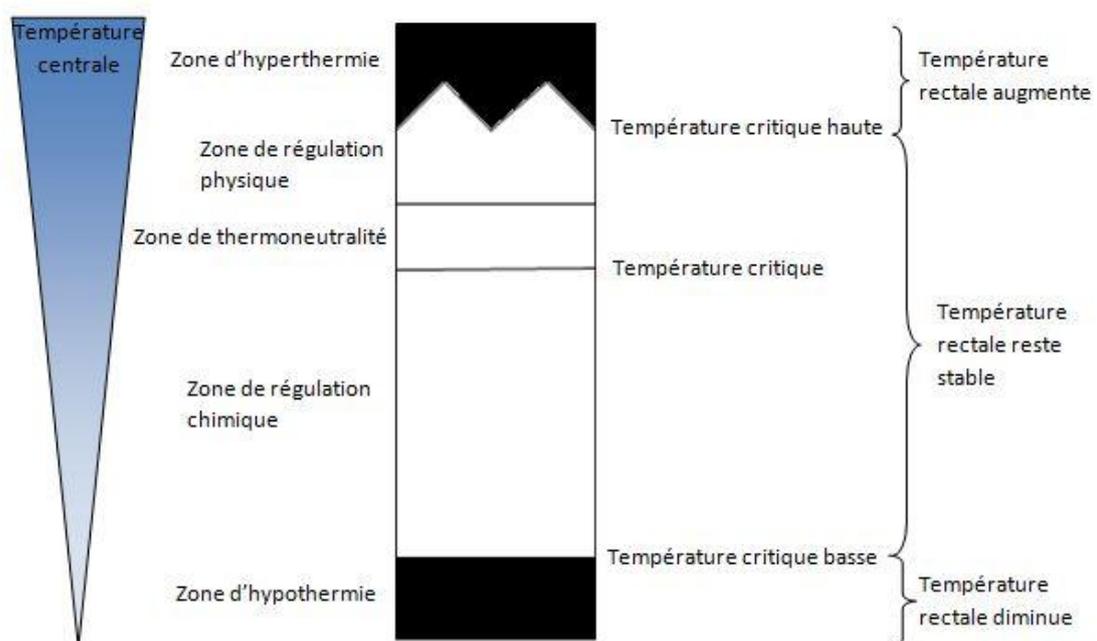
Figure 2 : Mécanismes de thermorégulation chez le chien adulte (Miller, 2011)

Si les thermorécepteurs captent une température trop basse par rapport au « thermostat » hypothalamique, ils vont stimuler l'hypothalamus à augmenter la production de chaleur du corps et à en réduire les pertes. S'ils captent une température trop haute, ils vont stimuler l'hypothalamus à dissiper la chaleur corporelle (Figure 2).

Ces mécanismes permettent au chien adulte de maintenir sa température corporelle stable malgré des conditions environnementales variables (Miller, 2011).

Le chien adulte est un animal homéotherme c'est-à-dire qu'il peut maintenir sa température corporelle à une valeur stable quand il est exposé à un large panel de températures environnementales. Sa zone de thermoneutralité, c'est-à-dire la zone dans laquelle il n'a besoin ni de diminuer sa température centrale ni de l'augmenter, est située à une température environnementale allant de 26,7°C à 29,4°C. Dans la zone de thermoneutralité, le surplus de chaleur produit par les processus métaboliques est perdu par radiation : les atomes sont excités par l'agitation thermique donc ils émettent un rayonnement, en général dans l'infrarouge.

La température critique est la température la plus basse de la zone de thermoneutralité. A cette température, l'animal commence à se refroidir ce qui stimule les thermostats du système nerveux central. Le chien va alors se rouler en boule, chercher un abri et ensuite la production de chaleur de l'organisme va augmenter : on a une augmentation de la tension musculaire et le chien va se mettre à frissonner. C'est la méthode la plus efficace pour augmenter la production de chaleur. Le maximum de la thermogenèse est le pic du métabolisme et est atteint à la température critique basse (très basse chez le chien adulte - Figure 3) : c'est la température à laquelle l'animal au repos peut maintenir sa température pendant encore 1 heure avant d'entrer en hypothermie. Une température inférieure à cette température critique basse entraîne une hypothermie quasiment immédiate car la production de chaleur ne peut plus augmenter. La zone entre les températures critique et critique basse est appelée la zone de régulation chimique car les processus physiologiques de production de chaleur sont surtout chimiques.



**Figure 3 :** Thermorégulation chez le chien adulte (d'après Crighton, 1968)

Une température supérieure à la zone de thermoneutralité stimule les thermostats hypothalamiques pour éliminer la chaleur. L'élimination va se faire par vaporisation des fluides corporels. Le chien va augmenter sa fréquence respiratoire jusqu'à finalement se mettre à haleter. On est dans la zone de régulation physique. La température critique haute n'est pas fixe, elle varie en fonction de l'humidité. Au dessus de cette température, le chien ne perd pas assez vite la chaleur, il entre alors en hyperthermie. La Figure 3 ci-dessus schématise la thermorégulation chez le chien adulte.

## 2.2. Mécanismes de régulation chez le chiot nouveau-né

Un chiot nouveau-né perd de la chaleur par conduction (échange thermique en fonction du gradient de température entre la peau et un objet à son contact), convection (échange thermique entre la peau et un fluide mobile à son contact), radiation (rayonnement du corps dans l'infrarouge) et évaporation de l'eau du corps (Poffenbarger et al., 1990). Sa thermorégulation est mauvaise car il est incapable de frissonner à la naissance et qu'il ne vasoconstricte pas en réponse à une baisse de température. De plus, un nouveau-né a un grand rapport surface/volume et peu de gras (Rickard, 2011). En effet, un mammifère nouveau-né a entre 1 et 2% de gras (2,1% chez la souris et 1,8% chez le chat), tandis qu'un chien adulte non stérilisé a 15% de gras (Widdowson, 1950 ; Arai et al., 2012). Le réflexe de frisson est actif à partir de 6 jours seulement (Root Kustritz, 2011).

Exposé à des températures hautes, le chiot nouveau-né ne peut pas haleter, ce qui le rend susceptible aux coups de chaleur (Rickard, 2011).

Chez le chiot nouveau-né, durant les trois premiers jours, la température critique et la température critique basse sont virtuellement les mêmes, il n'existe pas de vraie zone de régulation chimique (Figure 4). Cependant les chiots survivent et se développent. Leur réponse au refroidissement est bien développée : ils cherchent un abri puis une source de chaleur, mais les processus chimiques permettant la création de chaleur ne sont pas encore tout à fait opérationnels (Crighton, 1968).

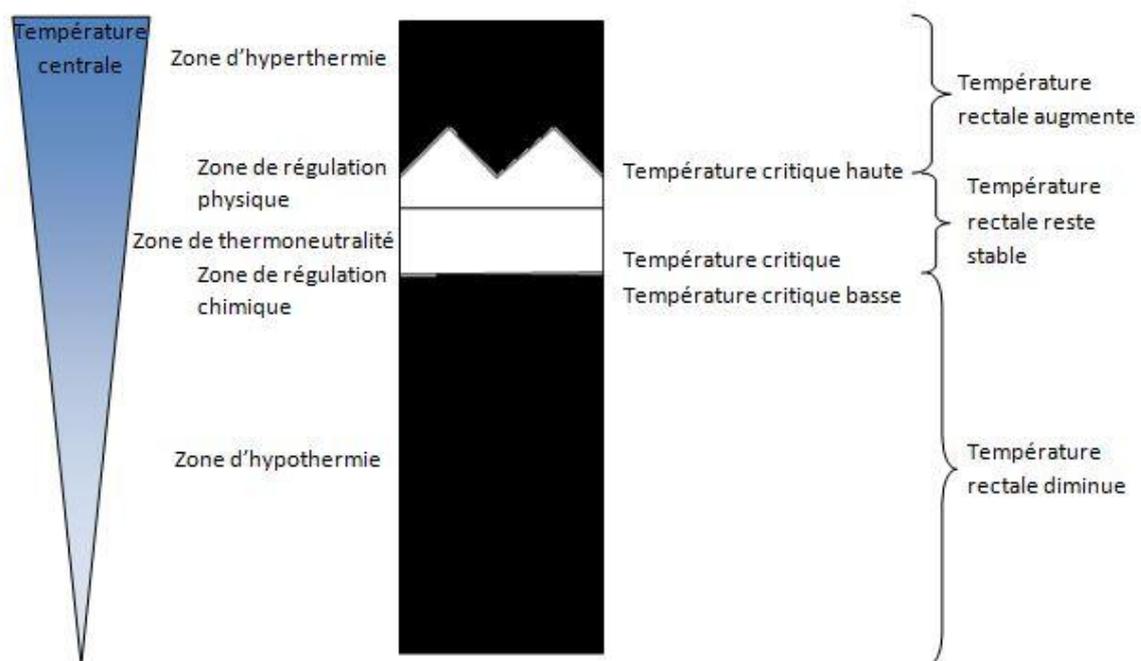


Figure 4 : Thermorégulation chez le chiot nouveau-né (d'après Crighton, 1968)

La température critique haute d'un chiot nouveau-né est d'environ 32,2°C et un environnement est froid si sa température est inférieure à 26,6°C.

Il existe deux modalités de production de chaleur : la production basique, par augmentation de l'activité métabolique des cellules, et la surproduction de chaleur quand c'est nécessaire (lors de la stimulation des thermostats du système nerveux par le froid), soit par la thermogénèse par le frisson (tremblement des muscles squelettiques) soit par la thermogénèse sans frisson (Asakura, 2004). Le nouveau-né étant incapable de frissonner (à cause de l'immaturité de ses muscles), sa thermogénèse repose principalement sur la thermogénèse sans frisson, c'est-à-dire la chaleur générée par le tissu adipeux brun (Miller, 2011).

### 2.3. Thermogénèse sans frisson

La thermogénèse sans frisson est la chaleur générée par la lipolyse du tissu adipeux brun. Le tissu adipeux brun contient beaucoup de vacuoles lipidiques, beaucoup de mitochondries par rapport au tissu adipeux blanc, ainsi qu'une innervation sympathique abondante et une riche vascularisation. Les mitochondries du tissu adipeux brun contiennent une protéine qui leur est spécifique, la thermogénine (ou UCP pour UnCoupling Protein). Cette protéine est située dans la membrane de la mitochondrie et permet de dissiper le gradient de proton sans produire d'ATP. L'énergie produite est alors transformée en chaleur dans la mitochondrie par un processus d'oxydation nécessitant un apport important en oxygène (Asakura, 2004).

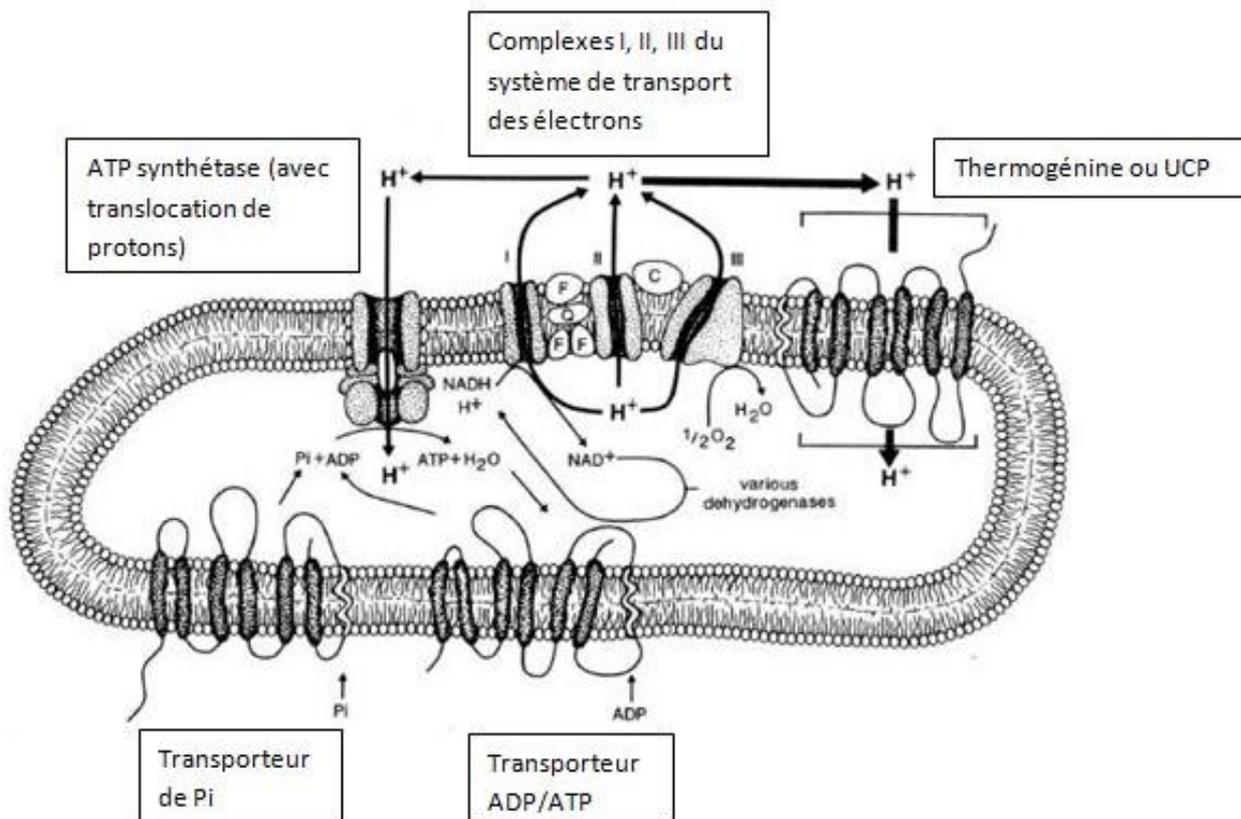


Figure 5 : La mitochondrie du tissu adipeux brun (Himms-Hagen, 1990)

La Figure 5 présente les principaux transporteurs présents sur la membrane des mitochondries du tissu adipeux brun. Lorsqu'elle n'est pas stimulée, la mitochondrie fonctionne en mode « couplé » c'est-à-dire que la respiration mitochondriale est couplée à la synthèse d'ATP. Cependant ce couplage n'est pas parfait et ne peut empêcher qu'une partie de l'énergie respiratoire soit perdue sous forme de chaleur. Quand elle est stimulée (lors de la lipolyse de la graisse brune suite à une stimulation par le système nerveux sympathique via la noradrénaline) la mitochondrie fonctionne en mode « découplé » et c'est dans ce mode que le système de transport des électrons atteint son taux d'efficacité le plus haut, grâce à la dissipation rapide du gradient de proton par la thermogénine. La thermogénine se substitue alors à l'ATP-synthétase. La capacité du tissu adipeux brun à synthétiser l'ATP est assez basse tandis que sa capacité à réaliser des oxydations dans la chaîne de transport des électrons est importante. La thermogénine induit un fort découplage de la respiration des adipocytes bruns et leur permet de brûler les graisses et de produire de la chaleur, au lieu de synthétiser de l'ATP.

La thermogénine est régulée par les acides gras qui la stimulent (ils sont présents en grande quantité lors de la lipolyse de la graisse brune) et par les nucléotides puriques qui l'inhibent (Himms-Hagen, 1990).

Le tissu adipeux brun doit être accumulé pendant la vie fœtale car la thermogénèse sans frisson commence dans les minutes qui suivent la naissance. Or cette accumulation se fait majoritairement en fin de gestation : les chiots prématurés sont donc moins en mesure de produire de la chaleur (Asakura, 2004). Cependant, le tissu adipeux brun continue à se développer après la naissance, surtout quand le chiot est exposé à un environnement froid. En effet la croissance du tissu adipeux brun est stimulée par l'acclimatation au froid et elle peut l'être aussi par une suralimentation (la thermogénèse par le tissu adipeux brun contribue alors à l'équilibre énergétique) (Himms-Hagen, 1990).

Pour assurer correctement sa fonction de thermogénèse, le tissu adipeux brun a besoin d'oxygène, une hypoxie en période périnatale peut ainsi avoir des répercussions sur la thermogénèse sans frisson. Mortola et Naso (1998) ont montré qu'une hypoxie chronique en période néonatale diminue la masse de tissu adipeux brun interscapulaire et la concentration en thermogénine chez le rat. Leur étude a également montré que la séparation des ratons et de la mère constitue un stimulus par le froid suffisant pour augmenter la croissance du tissu adipeux brun et la capacité thermogénique.

Chez le chiot nouveau-né, le tissu adipeux brun est utilisé particulièrement durant les 2 à 3 premières semaines de vie, jusqu'à ce que les autres systèmes de production de chaleur soient opérationnels (Miller, 2011).

### **3. Hypothermie chez le chiot**

#### **3.1. Causes de l'hypothermie**

Les causes naturelles d'hypothermie chez le chiot sont listées dans le Tableau 2 (d'après Crighton, 1968).

**Tableau 2 : Causes naturelles d'hypothermie (d'après Crighton, 1968)**

Causes naturelles d'hypothermie
Chiot faible ou prématuré qui n'arrive pas à établir le contact avec la mère
Mauvaise mère qui ne reste pas allongée sur le côté (pas d'accès aux mamelles)
Mère trop consciencieuse qui passe son temps à nettoyer ses chiots et ne reste pas allongée sur le côté (pas d'accès aux mamelles)
Chiot rejeté par la mère
Développement insuffisant des glandes mammaires
Température ambiante trop basse : la mère est allongée sur le sternum (pas d'accès aux mamelles)

### **3.2. Conséquences de l'hypothermie**

Le premier effet néfaste de l'hypothermie chez le chiot est une mauvaise digestion du lait. Une température rectale inférieure à 34.4°C entraîne une stase gastro-intestinale qui empêchera la digestion du lait (Root Kustritz, 2011). Les chiots vont donc perdre de l'énergie et cela peut avoir des conséquences plus importantes qu'un retard de croissance. Si l'hypothermie devient plus sévère, une diminution du débit cardiaque, au départ une augmentation de la fréquence respiratoire et des cris poussés par le chiot, puis une diminution de la fréquence respiratoire alors que les muscles sont toujours toniques et que les réflexes du chiot sont toujours bons. En cas de prolongation et/ou d'accentuation de l'hypothermie, elle peut mener à la mort de l'animal. A 1 jour, la température moyenne d'un chiot en bonne santé est de 35,5°C ( $\pm 0,8^\circ\text{C}$ ). A cette température, la fréquence cardiaque est de 200 à 250 battements par minute (bpm), alors qu'à une température rectale de 21°C, la fréquence cardiaque est de 40 à 50 bpm (Poffenbarger et al., 1990). Un chiot auparavant en bonne santé peut survivre 12 heures en hypothermie profonde, avant de mourir (Crighton, 1968).

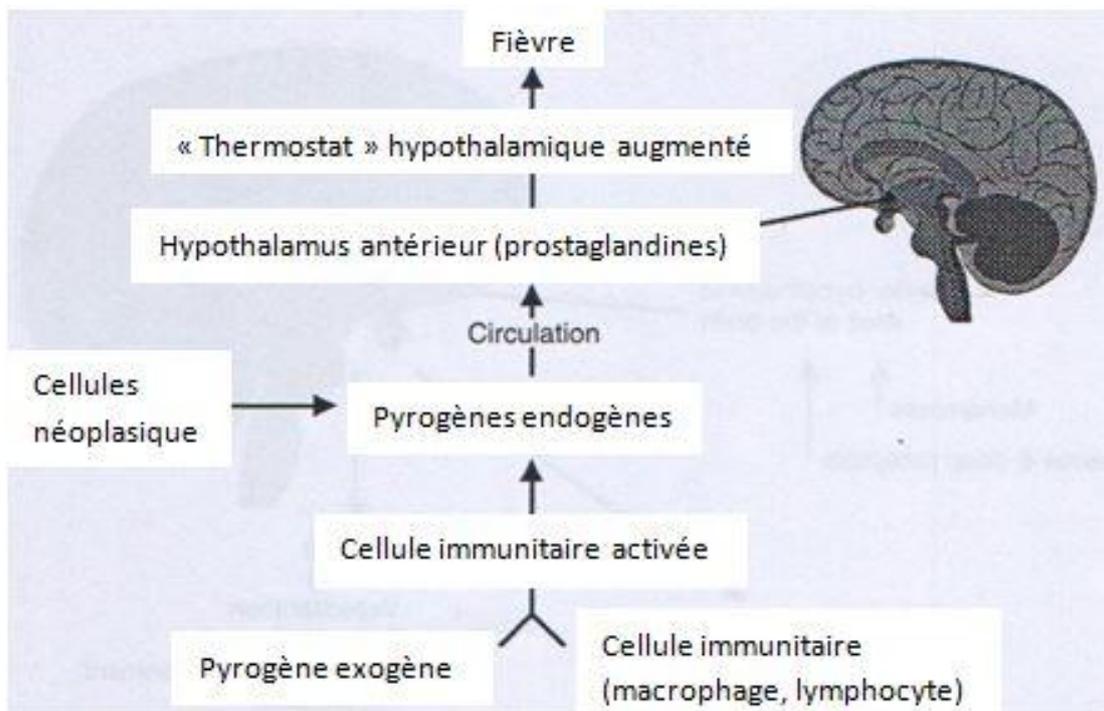
Mais il peut y avoir des effets bénéfiques de l'hypothermie, lors de situations pathologiques. En effet lorsque la température corporelle diminue, le métabolisme énergétique de l'organisme est modifié, en particulier celui du cerveau. Durant les périodes de manque en oxygène et en glucose, comme lors d'hypoxie-ischémie, une hypothermie légère diminue la consommation de glucose et d'ATP ainsi que la formation de phosphate inorganique et de lactates. Elle permet également d'améliorer la récupération de l'animal suite à l'épisode pathologique (Erecinska et al., 2003).

## **4. La réponse aux agents pyrogènes chez le chiot nouveau-né**

### **4.1. Hyperthermie et fièvre**

L'hyperthermie décrit toute élévation de la température centrale au dessus des valeurs usuelles de l'espèce (Miller, 2011). L'hyperthermie est le résultat de la perturbation de l'équilibre de thermorégulation de telle façon que la chaleur produite ou stockée dans le corps est supérieure à celle perdue par convection, radiation ou évaporation. Le terme fièvre

est réservé aux animaux hyperthermes chez qui la valeur du « thermostat » dans l'hypothalamus antérieur a été reprogrammée à une température supérieure. La fièvre est donc due à une tentative du corps d'augmenter sa propre température. C'est une réponse normale de l'organisme face à une infection ou une blessure. Elle est initiée par des pyrogènes exogènes (agents infectieux, complexes immuns, inflammation ou nécrose tissulaire, ou agents pharmacologiques) qui vont à leur tour causer la libération de pyrogènes endogènes. Les pyrogènes endogènes sont des cytokines émises par des cellules du système immunitaire. Ces cytokines vont initier la réponse fébrile. La plus importante d'entre elles est l'interleukine-1 mais il y a au moins 11 cytokines qui sont capables d'initier une fièvre. Les cytokines entrent dans le réseau sanguin qui va les conduire jusqu'à l'hypothalamus antérieur où elles vont stimuler la libération de prostaglandines, d'abord la prostaglandine  $E_2$  ( $PGE_2$ ) et possiblement la prostaglandine  $E_{2\alpha}$  ( $PGE_{2\alpha}$ ). Le point de réglage hypothalamique de la température est alors augmenté et la température centrale va monter via une production de chaleur plus importante ainsi qu'une augmentation de la conservation de la chaleur (Miller, 2011). Ce phénomène est schématisé par la Figure 6.



**Figure 6** : Physiopathologie de la fièvre (Miller, 2011)

#### 4.2. Développement de la fièvre chez le chiot nouveau-né

Le chiot nouveau-né ne peut pas générer une vraie fièvre en réponse aux agents pyrogènes pendant les premières semaines de vie tant que la thermorégulation par le frisson n'est pas mise en place et qu'il n'y a pas de stock important de glycogène dans les muscles et le foie. C'est pourquoi sur un chiot de 1 ou 2 semaines, on doit considérer les maladies infectieuses même en l'absence de fièvre (Miller, 2011).

Cette incapacité à développer une réponse fébrile normale en réponse à des agents pyrogènes a été observée chez l'homme (Craig, 1963), l'agneau (Cooper et al., 1979), le cobaye (Szekely, Szelenyi, 1977), le lapin (Satinoff et al., 1976) et également le porc chez qui on n'observe pas de réponse fébrile suite à l'injection de lipopolysaccharides (LPS, *E. coli*) par voie intraveineuse pendant les 4 premiers jours de vie. Cependant le 5<sup>e</sup> jour les pyrogènes exogènes induisent une réponse fébrile monophasée typique (Moraes et al., 1985).

Goelst et al. (1992) ont cherché à comprendre pourquoi les agneaux nouveau-nés n'ont pas d'augmentation de la température corporelle suite à l'injection par voie intraveineuse de 2 pyrogènes, sachant que l'augmentation de la concentration sérique en fer observée chez les adultes lors d'injection de ces pyrogènes a aussi lieu chez eux. A 1 jour d'âge, il n'y a pas de réponse alors qu'à 4 jours et à 5 semaines d'âge, on observe une réponse biphasée, assez semblable. Ils en tirent plusieurs conclusions : une dose qui va provoquer une fièvre plus tard dans la vie de l'agneau n'en provoque pas à 1 jour ; l'absence de réponse fébrile n'est pas spécifique d'une endotoxine (deux pyrogènes sont utilisés ici) ; la température corporelle chez un nouveau-né ne semble influencée par aucun pyrogène. L'hypothèse la plus probable pour expliquer ce manque de réponse chez l'agneau nouveau-né est l'immaturité des réseaux neuronaux de l'hypothalamus responsables de l'augmentation de la température corporelle suite à la présence de pyrogènes. Par ailleurs, Matsumura et al. (1990) ont mis en évidence que chez le rat les récepteurs de prostaglandines sur la paroi antérieure du troisième ventricule (probablement le site de l'action hyperthermique des prostaglandines) sont peu nombreux durant la vie fœtale et néonatale. Leur production augmente graduellement pour atteindre la concentration de l'âge adulte à 5 semaines. De plus la diminution de concentration du fer sérique et les autres composantes du syndrome fébrile sont entraînées par des pyrogènes endogènes périphériques et ne seraient donc pas affectées par un déficit de récepteurs à des pyrogènes endogènes centraux.

Une étude de Coceani et al. (1995) a montré que l'agneau peut développer une fièvre faible en réponse à des pyrogènes durant la période néonatale (entre 5 et 31 jours) et que cette fièvre est liée à une augmentation des concentrations de prostaglandines  $E_2$  contenues dans le liquide cérébro-spinal. Cependant cette fièvre est moins importante que celle déclenchée chez le mouton adulte, pour des doses de pyrogènes inférieures. Chez l'adulte on observe également une augmentation des  $PGE_2$  mais elle est moins importante que chez l'agneau. On a donc chez l'agneau une fièvre plus faible, déclenchée par une dose de pyrogènes supérieure, qui va entraîner une plus grande augmentation de la production de  $PGE_2$ , ce qui est consistant avec l'hypothèse d'un déficit de récepteurs aux  $PGE_2$  dans l'hypothalamus antérieur.

Le premier objectif de notre étude est d'évaluer deux équipements (thermomètre infrarouge, caméra thermique) non invasifs pour la prise de température chez le chiot. Nous avons ensuite comparé la valeur de température donnée par un thermomètre digital rectal et un thermomètre infrarouge. La caméra thermique a été évaluée avec pour objectif de repérer un chiot froid dans une portée.

Le second objectif était d'examiner s'il existe un lien entre les températures rectales obtenues durant les premiers jours de vie et la croissance future du chiot, ainsi que son pronostic de survie.

Cette étude a également permis de réunir des données sur la température d'un très grand nombre de chiots, de la naissance jusqu'au sevrage. Cela nous permet d'établir des courbes de référence concernant l'évolution de la température chez le chiot et d'étudier l'influence de plusieurs critères sur l'évolution de cette température.

# Etude expérimentale

## 1. Matériel et méthodes

### 1.1. Animaux

Nous avons travaillé avec l'élevage canin multi-races des 4 vents situé à Tangry, 62. Cet élevage multi-races compte environ 300 mères. Les naissances ont été suivies pendant 15 semaines (de mi-août à fin novembre 2013). Des données étaient récoltées de la naissance à 21 jours (période néonatale) puis de 21 jours à 56 jours (période pédiatrique).

Les chiots ont été séparés par format racial en petites, moyennes et grandes races. Une race est considérée comme petite pour un poids adulte inférieur à 10kg. Les races moyennes ont un poids à l'âge adulte compris entre 10 et 25kg et les grandes races un poids supérieur à 25kg. Dans cet élevage, le groupe des races moyennes est en fait seulement constitué des cockers et cockers américains.

Les chiots étaient identifiés à la naissance à l'aide de colliers de laine de différentes couleurs, qui étaient renouvelés chaque semaine.

Les chiots ont ensuite été classés dans quatre quartiles selon leur poids de naissance puis leur poids à 21 jours (Tableau 3).

**Tableau 3** : Classification en quartiles de poids (g) à la naissance et à 21 jours en fonction du format racial

	Format racial	Petite	Moyenne	Grande
Naissance	Q1	<208	<210	<283
	Q2	208-216	210-250	283-365
	Q3	216-234	250-280	365-420
	Q4	>234	>280	>420
21 jours	Q1	<490	<677	<1020
	Q2	490-609	677-824	1020-1229
	Q3	609-760	824-990	1229-1478
	Q4	>760	>990	>1478

### 1.2. Matériel utilisé

La température des chiots a été prise par trois méthodes différentes : thermomètre digital rectal (Torm 10S MT-403S ; Cooper, Melun, France), thermomètre infrarouge (New Test Evoluscan ; EvoluPharm, Auneuil, France) et caméra thermique (FLIR i7 ; Flir Systems, Wilsonville, Oregon, USA), présentés sur la Figure 7. Les précisions de leurs mesures sont respectivement de  $\pm 0,1^{\circ}\text{C}$  entre 35,5 et 42°C et de  $\pm 0,2^{\circ}\text{C}$  sous 35,5°C et au dessus de 42°C pour le thermomètre rectal, de  $\pm 0,3^{\circ}\text{C}$  entre 22 et 40°C (mode médical) pour le thermomètre infrarouge et enfin de  $\pm 2^{\circ}\text{C}$  pour la caméra thermique. Le thermomètre rectal n'indique pas la température en dessous de 32°C. Dans la suite de l'étude les températures inférieures à 32°C seront considérées comme égales à 31°C.



**Figure 7** : Thermomètres, de gauche à droite, rectal, infrarouge et caméra thermique

Les chiots ont été pesés avec une balance Ohaus EB15 (Ohaus Corporation, Parsipanny, New Jersey, USA), d'une précision de 0.0005kg, étalonnée tous les matins à l'aide d'un poids en plomb de 2kg.

### 1.3. Protocole

#### 1.3.1. *Prise de température*

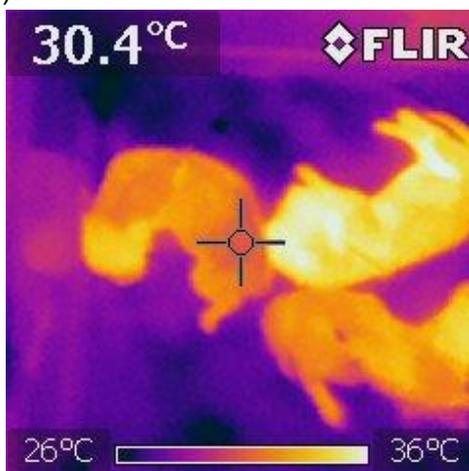
Des tests préliminaires ont été réalisés pour déterminer les zones (front ou partie ventrale de l'abdomen) au niveau desquelles prendre la température avec le thermomètre infrarouge et la caméra thermique. Cette étude concerne 15 chiots (11 ayant 1 semaine d'âge et 4 au sevrage). L'abdomen a été choisi comme zone pour le thermomètre infrarouge tandis que la caméra thermique n'a finalement été utilisée que pour évaluer la température relative d'un chiot au sein de sa portée.

La température des chiots était prise dans les 8 heures suivant leur naissance (J0), puis à J1, J2, J7, J21 puis tous les jours jusqu'à J56. La prise de température était effectuée à l'aide d'un thermomètre rectal digital enfoncé d'au moins 1 centimètre dans le rectum (lorsque la taille du chiot le permettait) et d'un thermomètre infrarouge placé à environ 10 centimètres du ventre du chiot. Ces techniques sont illustrées figure 8.



**Figure 8** : Méthode de prise de température : rectale ci-dessus et avec le thermomètre infrarouge ci-contre

La portée était évaluée à l'aide de la caméra thermique lors des deux premiers jours de vie puis toutes les semaines pendant les trois premières semaines. Si la température d'un chiot apparaissait plus basse que celle du reste de la portée alors cette température était notée. Pour prendre la température de la portée avec la caméra thermique, on plaçait la portée dans un bac en plastique et on se positionnait à environ 1 mètre au dessus du bac pour obtenir une image (figure 9).



**Figure 9** : Visualisation d'une portée à l'aide de la caméra thermique

### 1.3.2. Pesée

Les chiots étaient pesés dans à J0 puis à J1, J2, J7, J14, J21, J28, J35, J42, J49, J56 (Figure 10).

Nous avons calculé le gain moyen quotidien (GMQ) en grammes de chaque chiot entre la naissance et le deuxième jour de vie et entre la naissance et 1 semaine d'âge.



**Figure 10** : Pesée d'un chiot

### 1.3.3. Mortalité

Les portées étaient observées régulièrement, même en dehors des manipulations pour repérer d'éventuelles morts. Lors de la mort d'un chiot, on notait le jour de la mort sur sa fiche de suivi.

## 1.4. Traitement des données

Les données récoltées ont servi à construire un tableau sous Excel 2007®.

Concernant l'analyse univariée, nous avons réalisé plusieurs tests statistiques. Les moyennes sont indiquées avec l'écart-type sous la forme  $M \pm SEM$ . Le test de Friedman's ANOVA nous a permis de comparer plusieurs moyennes dépendantes. Les tests de Kruskal-Wallis et Mann-Whitney nous ont été utiles pour comparer plusieurs moyennes indépendantes. Le test de  $\chi^2$  nous a permis de comparer des pourcentages. La régression logistique a été utilisée pour chercher l'influence de la température sur la mortalité. Des

régressions linéaires ont été réalisées pour mettre en évidence la corrélation de deux facteurs.

Pour l'analyse multivariée, le logiciel R (Statistics department of the university of Auckland, Auckland, New Zealand) a été utilisé pour réaliser la procédure statistique LMER qui nous a permis de randomiser.

Deux valeurs sont considérées comme significativement différentes pour une valeur de  $p < 0,05$  et considérées comme très fortement différentes pour  $p < 0,001$ .

## 2. Résultats

### 2.1. Description de la population

Les chiots suivis appartiennent à 17 races différentes. L'effectif des chiots pour chaque race est présenté dans le Tableau 4.

**Tableau 4 : Races des chiots inclus dans l'étude**

Race	Nombre
Bichon frisé	23
Bichon maltais	15
Caniche	15
Jack russel	10
Lhasa apso	40
Scottish terrier	1
Shih tzu	19
Spitz	14
West Highland White Terrier	24
Yorkshire Terrier	15
Cocker	82
Cocker américain	8
Berger allemand	5
Bouvier bernois	6
Boxer	8
Golden retriever	98
Labrador	54
Total	437

En tout, 437 chiots ont été inclus dans cette étude, dont 202 femelles, 230 mâles et 4 chiots dont le sexe n'était pas inscrit sur les feuilles de suivi (soit 53,2% de mâles contre 46,7% de femelles : pas de différence significative entre les deux groupes ( $p > 0,05$ )). La répartition entre les formats raciaux était 176 chiots de petite race (40,3%), 90 chiots de race moyenne (20,6%) et 171 chiots de grande race (39,1%).

Les chiots inclus dans l'étude sont nés entre le 30 juillet et le 9 novembre 2013. Il y a 2 chiots nés en juillet (0,4%), 151 chiots nés en août (34,6%), 120 chiots nés en septembre (27,5%), 136 chiots nés en octobre (31,1%) et 28 chiots nés en novembre (6,4%).

Parmi ces chiots, 140 ont été suivis de la naissance à 21 jours (32,0%), 90 ont été suivis de 21 à 56 jours (20,6%) et 207 ont été suivis de la naissance à 56 jours (47,4%).

Les poids de naissance s'échelonnent de 80g à 604g. Les poids à 21 jours s'échelonnent de 262g à 2060g. L'effectif est réparti dans les différents quartiles comme indiqué dans le Tableau 5.

**Tableau 5** : Répartition des chiots dans les quartiles à la naissance et à 21

Quartiles	Q1	Q2	Q3	Q4	Effectif total
<b>Naissance</b>	133 (38%)	63 (18%)	74 (21%)	77 (22%)	<b>347</b>
<b>21 jours</b>	60 (23%)	52 (20%)	74 (30%)	71 (28%)	<b>257</b>

Six chiots ont été exclus de l'étude : 2 à J21 et 1 à J29 pour cause de maladie, 1 à J28 car il avait une fracture d'un des membres pelviens et 2 à J14 car ils avaient perdu leur collier.

## 2.2. Comparaison des méthodes de prise de température

### 2.2.1. Choix des zones de mesure et répétabilité

Les résultats obtenus par les trois différentes méthodes de prise de température (rectale, infrarouge et avec la caméra thermique) ont été comparés (Tableau 6).

**Tableau 6** : Choix des zones de mesure de température (TR : température rectale)

	Zone	Moyenne (°C)	Ecart type (°C)	Coefficient de variation	Différence avec TR (°C)
<b>Température infrarouge</b>	<b>Front</b>	36,3	0,2	0,6	1,1
	<b>Abdomen</b>	38,4	0,1	0,3	-1
<b>Température caméra thermique</b>	<b>Front</b>	34,3	0,5	1,5	3,1
	<b>Abdomen</b>	37,1	0,3	0,8	0,3
<b>Température rectale</b>	/	37,4	0,8	/	/

La répétabilité des mesures est bonne dans les 4 cas : les écart-types sont assez faibles et le coefficient de variation ne dépasse pas 1,5%.

On a choisit la partie ventrale de l'abdomen pour prendre la température avec le thermomètre infrarouge car, si l'écart à la température rectale est sensiblement le même au niveau du front ou de l'abdomen, la répétabilité est meilleure pour l'abdomen ; on obtient une moyenne de  $38,4 \pm 0,1$ °C et un coefficient de variation de 0,3%.

En ce qui concerne la caméra thermique, le ventre est aussi la zone la plus indiquée pour une mesure de température précise et répétable, avec une moyenne de  $37,1 \pm 0,3$ °C et un coefficient de variation de 0,8%.

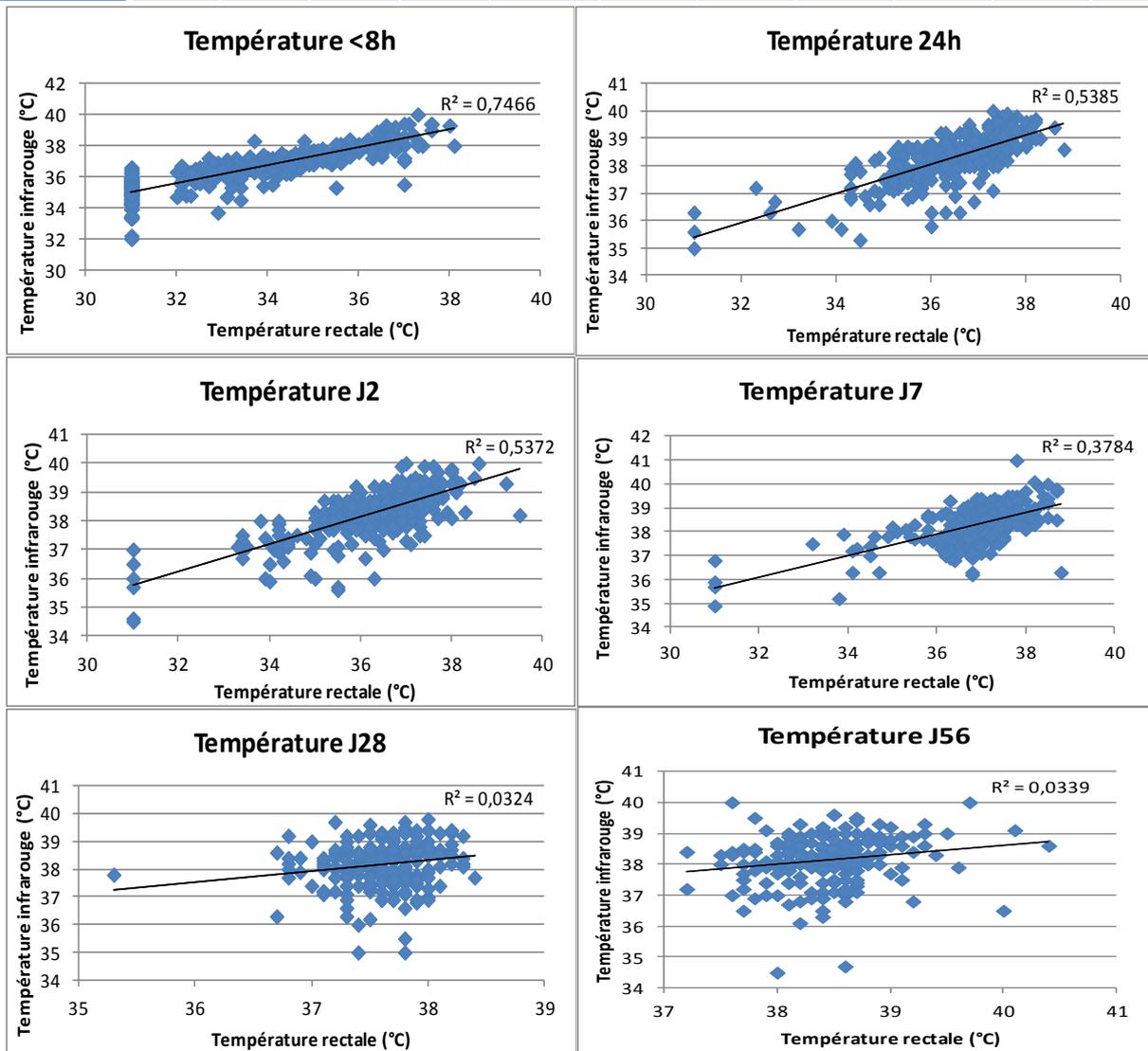
On observe 2 à 3°C de différence entre la température des deux zones étudiées avec la même technique (2,1°C pour le thermomètre infrarouge et 2,8°C pour la caméra thermique).

### 2.2.2. Relation entre la température rectale et la température donnée par le thermomètre infrarouge

Nous avons réalisé des graphiques représentant la température infrarouge en fonction de la température rectale pour les températures des trois premiers jours puis pour celles mesurées chaque semaine (Figure 11). Des régressions linéaires ont été réalisées pour évaluer la corrélation entre ces deux températures aux différentes dates. Leurs résultats sont présentés dans le tableau 7 suivant. On a une corrélation forte à très forte pour les quatre premières mesures de température (J0, J1, J2, J7) et une corrélation très faible à partir de J14.

**Tableau 7:** Corrélation entre la température rectale et la température infrarouge en fonction du temps

Âge	J0	J1	J2	J7	J14	J21	J28	J35	J42	J49	J56
n	327	322	324	295	282	345	251	252	253	246	206
R	0,86	0,73	0,73	0,62	0,26	0,23	0,18	0,19	0,26	0,13	0,18
p	0	0	0	0	<0.001	<0.001	0,002	0,001	<0.001	0,025	0,004
Corrélation	très forte	forte	forte	forte	très faible						



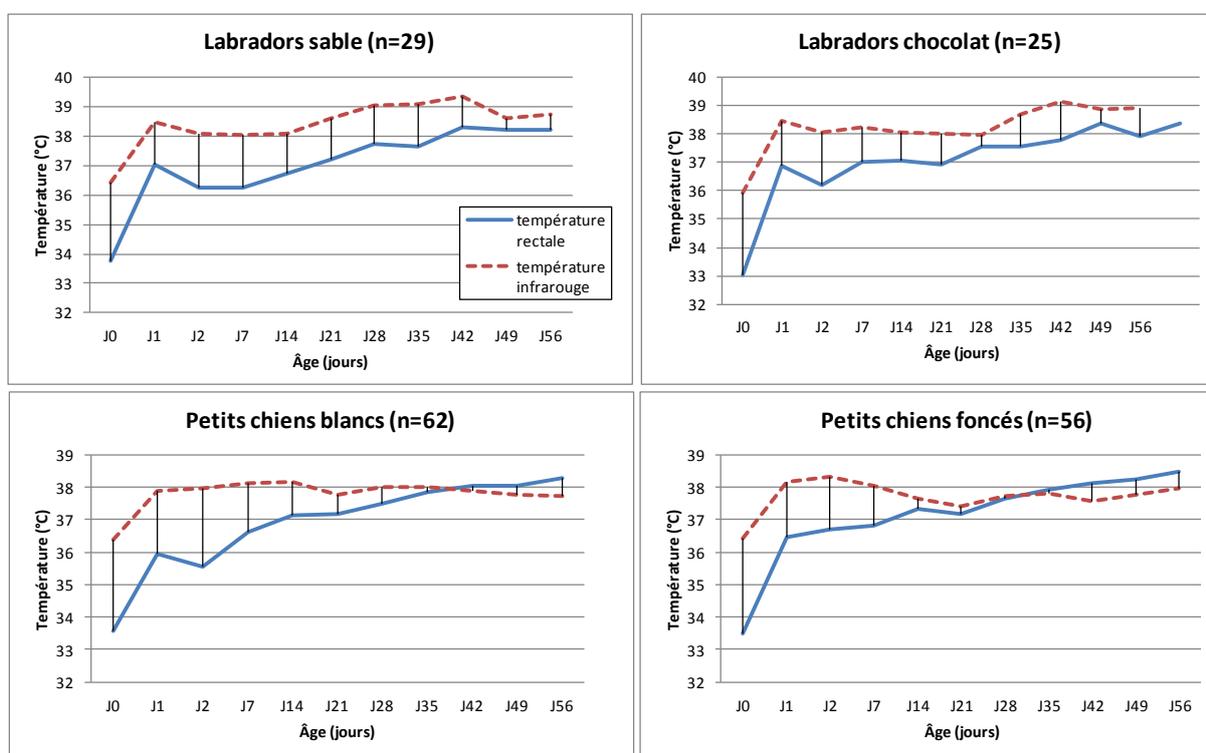
**Figure 11 :** Température infrarouge en fonction de la température rectale; évolution au cours du temps

Suite à ces résultats, nous avons établi une table de correspondance pour la première semaine (Tableau 8).

**Tableau 8 :** Table de référence entre la température infrarouge mesurée et la température rectale correspondante (où TR0 est la température à J0 et ainsi de suite)

T(IR) en °C	TR0 en °C	TR1 en °C	TR2 en °C	TR7 en °C
35	31,0	30,3	29,5	29,6
36	32,8	32,1	31,5	31,8
37	34,5	34,0	33,6	34,0
38	36,2	35,9	35,7	36,3
39	38,0	37,8	37,8	38,5
40	39,7	39,6	39,9	40,7
41	41,5	41,5	41,9	42,9

Nous avons également essayé d'objectiver l'influence de la robe des chiots sur la relation entre la température rectale et la température infrarouge. Pour cela nous avons comparé en fonction du temps des courbes de températures (rectale et infrarouge) pour des labradors sable et des labradors chocolat, ainsi que pour des chiens blancs de petites races et des chiens foncés de petites races. Les chiots de petites races sont des West Highland White Terrier, Bichons maltais et frisés pour les chiens blancs et des Yorkshire Terrier, Scottish Terrier, Lhasa apso pour les chiens de couleur foncée. Les courbes obtenues sont présentées Figure 12.



**Figure 12 :** Evolution parallèle des températures rectale et infrarouge pour des chiots clairs, foncés, de grande race et de petite race (effectif n indiqué sur chaque graphique)

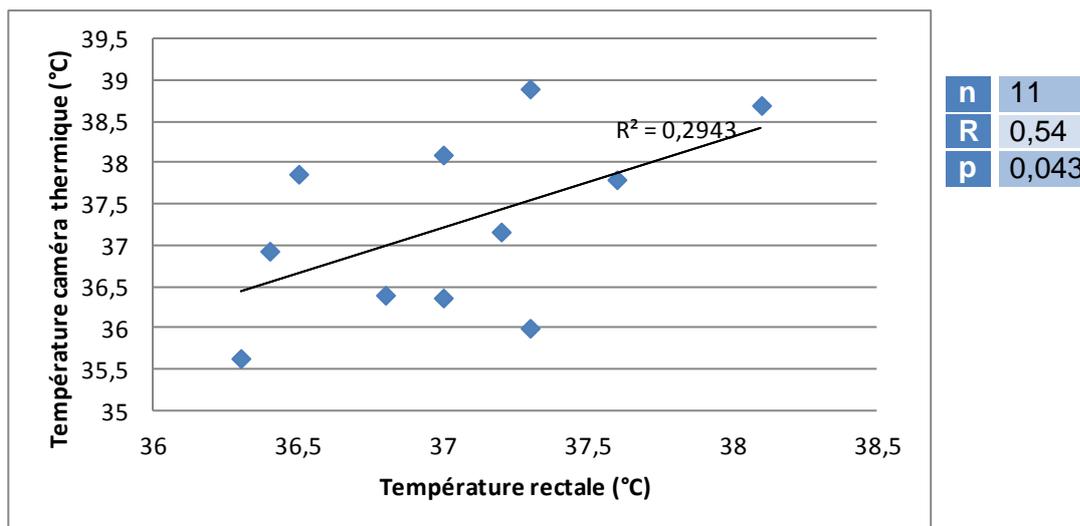
On observe que l'évolution est très similaire pour les chiots foncés et clairs du même type racial. Les écarts entre les courbes sont à peu près du même ordre de grandeur. Cependant, on observe une différence d'évolution entre les chiots de grande race et ceux de petite race.

Pour les premiers, la température infrarouge est toujours supérieure à la température rectale, même si les écarts diminuent un peu avec le temps. Pour les chiots de petite race, la température infrarouge devient inférieure à la température rectale entre J35 et J42 pour les chiots blancs et entre J28 et J35 pour les chiots foncés.

### 2.2.3. Relation entre la température rectale et la température donnée par la caméra thermique

L'objectif de cette étude est de voir si la caméra thermique permet d'identifier un chiot plus froid que les autres dans une portée. Nous avons également recherché une concordance entre la température rectale et la température donnée par la caméra thermique (en se basant sur les mesures de la température prise sur la partie ventrale de l'abdomen des chiots lors de l'étude préliminaire).

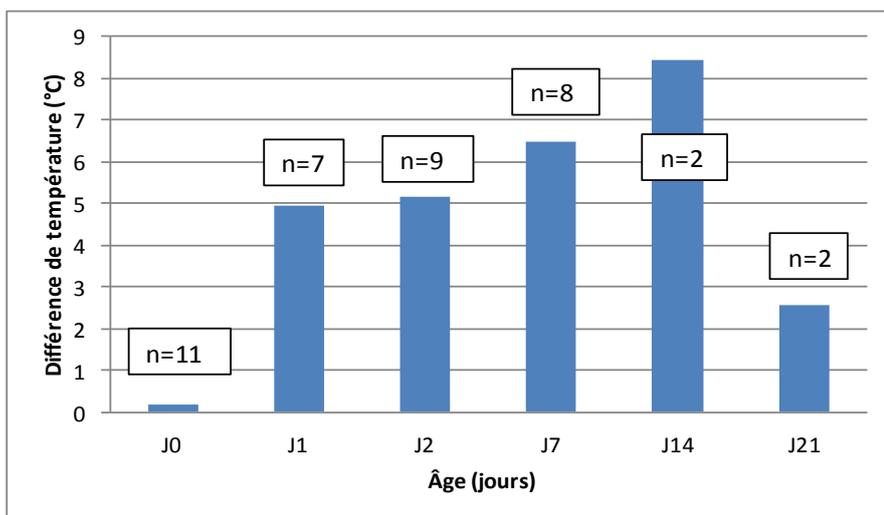
La Figure 13 ci-dessous présente la température fournie par la caméra thermique en fonction de la température rectale, pour des mesures effectuées sur 11 chiots ayant 1 semaine. La régression linéaire montre une corrélation faible entre ces deux températures. Notre étude ne nous permet donc pas d'utiliser les températures fournies par la caméra thermique pour en déduire la température rectale du chiot à 1 semaine d'âge.



**Figure 13** : Relation entre la température donnée par la caméra thermique et la température rectale (n=11, 1 semaine d'âge)

De plus, la différence entre la température rectale et celle fournie par la caméra thermique n'est pas constante au cours du temps (Figure 14). Elle est assez faible chez les chiots les plus jeunes mais elle augmente au cours du temps. Elle paraît diminuer à J21 mais l'effectif n'est que de deux chiots, ce qui est faible pour en déduire une tendance.

Nous avons ensuite testé la capacité de la caméra thermique à détecter le chiot le plus froid dans une portée, c'est-à-dire le chiot avec la température rectale la plus basse. Elle permet de détecter le chiot le plus froid de la portée dans 48% (13/27) des cas, tandis qu'elle permet de détecter le chiot qui fait partie des 2 plus froids de la portée dans 70% (19/27) des cas.

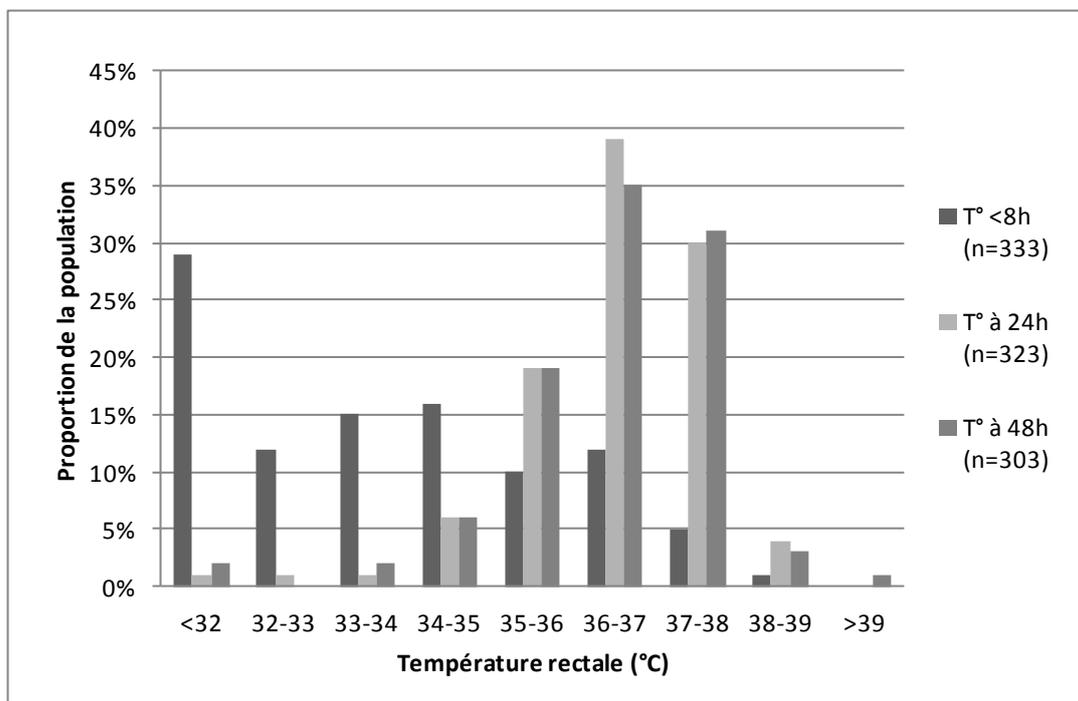


**Figure 14** : Evolution de la différence entre la température rectale et donnée par la caméra thermique au cours du temps

### 2.3. Evolution de la température au cours du temps

#### 2.3.1. Distribution de la température durant les premiers jours de vie

La Figure 15 montre comment les températures des deux premiers jours (J0, J1, J2) sont réparties dans la population. Les températures à J1 et à J2 ont une répartition très similaire dans la population. La température à la naissance a quand à elle une répartition très différente.



**Figure 15** : Répartition de la température dans la population (l'effectif n est indiqué pour chaque température)

### 2.3.2. Evolution de la température dans le temps

La Figure 16 présente l'évolution générale de la température entre la naissance et le sevrage.

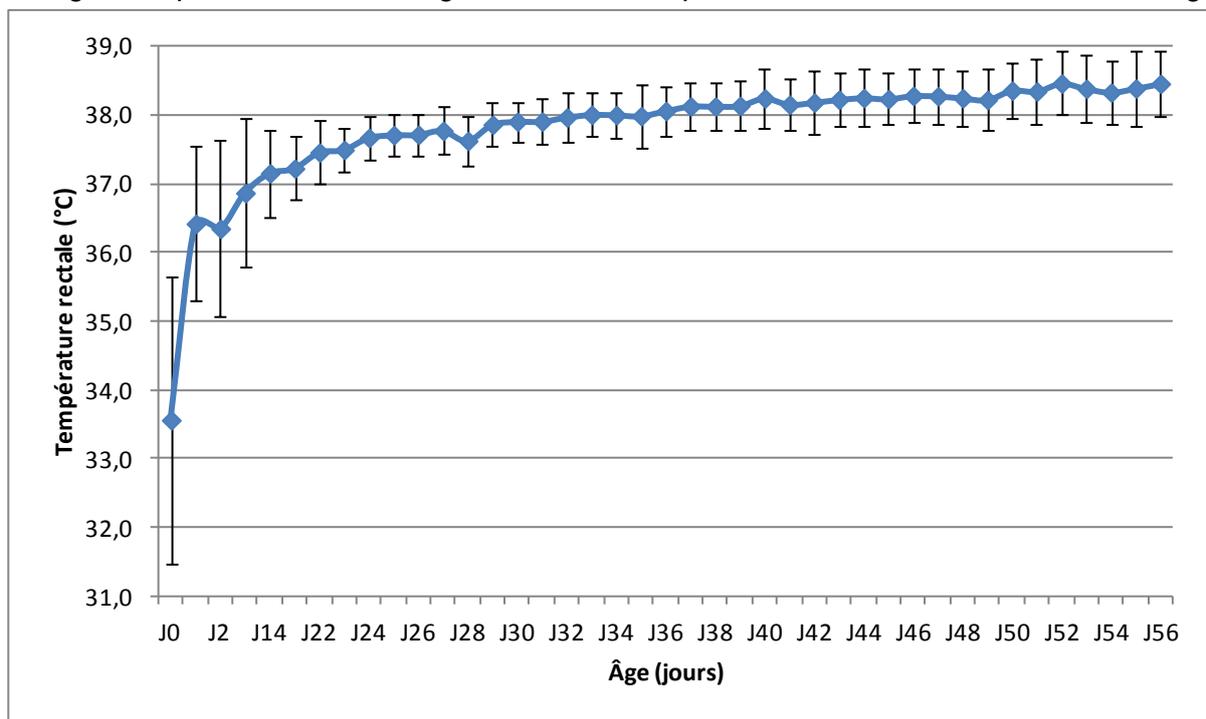


Figure 16 : Evolution de la température rectale de la naissance au sevrage (n=437) ; moyenne  $\pm$  SEM

Les moyennes avec leurs écarts-types sont présentées dans le tableau 9.

Tableau 9 : Evolution de la température rectale (moyenne  $\pm$  SEM) au cours du temps (n=437)

<b>Jour</b>	<b>J0</b>	<b>J1</b>	<b>J2</b>	<b>J7</b>	<b>J14</b>	<b>J21</b>	<b>J22</b>	<b>J23</b>	<b>J24</b>
<b>Moyenne de température</b>	33,6	36,4	36,3	36,9	37,2	37,2	37,5	37,5	37,7
<b>Ecart-types</b>	2,1	1,1	1,3	1,1	0,6	0,5	0,5	0,3	0,3
<b>Jour</b>	<b>J25</b>	<b>J26</b>	<b>J27</b>	<b>J28</b>	<b>J29</b>	<b>J30</b>	<b>J31</b>	<b>J32</b>	<b>J33</b>
<b>Moyenne de température</b>	37,7	37,7	37,8	37,6	37,9	37,9	37,9	38,0	38,0
<b>Ecart-types</b>	0,3	0,3	0,3	0,4	0,3	0,3	0,3	0,4	0,3
<b>Jour</b>	<b>J34</b>	<b>J35</b>	<b>J36</b>	<b>J37</b>	<b>J38</b>	<b>J39</b>	<b>J40</b>	<b>J41</b>	<b>J42</b>
<b>Moyenne de température</b>	38,0	38,0	38,1	38,1	38,1	38,1	38,2	38,2	38,2
<b>Ecart-types</b>	0,3	0,5	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,5
<b>Jour</b>	<b>J43</b>	<b>J44</b>	<b>J45</b>	<b>J46</b>	<b>J47</b>	<b>J48</b>	<b>J49</b>	<b>J50</b>	<b>J51</b>
<b>Moyenne de température</b>	38,2	38,2	38,2	38,3	38,3	38,2	38,2	38,4	38,3
<b>Ecart-types</b>	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4	0,5
<b>Jour</b>	<b>J52</b>	<b>J53</b>	<b>J54</b>	<b>J55</b>	<b>J56</b>				
<b>Moyenne de température</b>	38,5	38,4	38,3	38,4	38,5				
<b>Ecart-types</b>	0,47	0,50	0,46	0,54	0,48				

La température augmente significativement ( $p < 0,001$ ) au cours du temps. Elle ne se stabilise pas avant le sevrage.

En période néonatale, les chiots présentent des épisodes d'hypothermie mais pas d'hyperthermie. L'hyperthermie apparaît à partir de l'âge de 21 jours.

A partir de ces valeurs de température rectale, récoltées de la naissance au sevrage, nous avons étudié l'influence de différents facteurs sur la température.

### 2.3.3. Evolution de la température en fonction du sexe

Les courbes ci-dessous présentent en parallèle l'évolution de la température chez les mâles et chez les femelles, de la naissance à 21 jours (Figure 17) et de 21 jours à 56 jours (Figure 18). Il n'y a pas de différence de température rectale significative observée entre les mâles et les femelles.

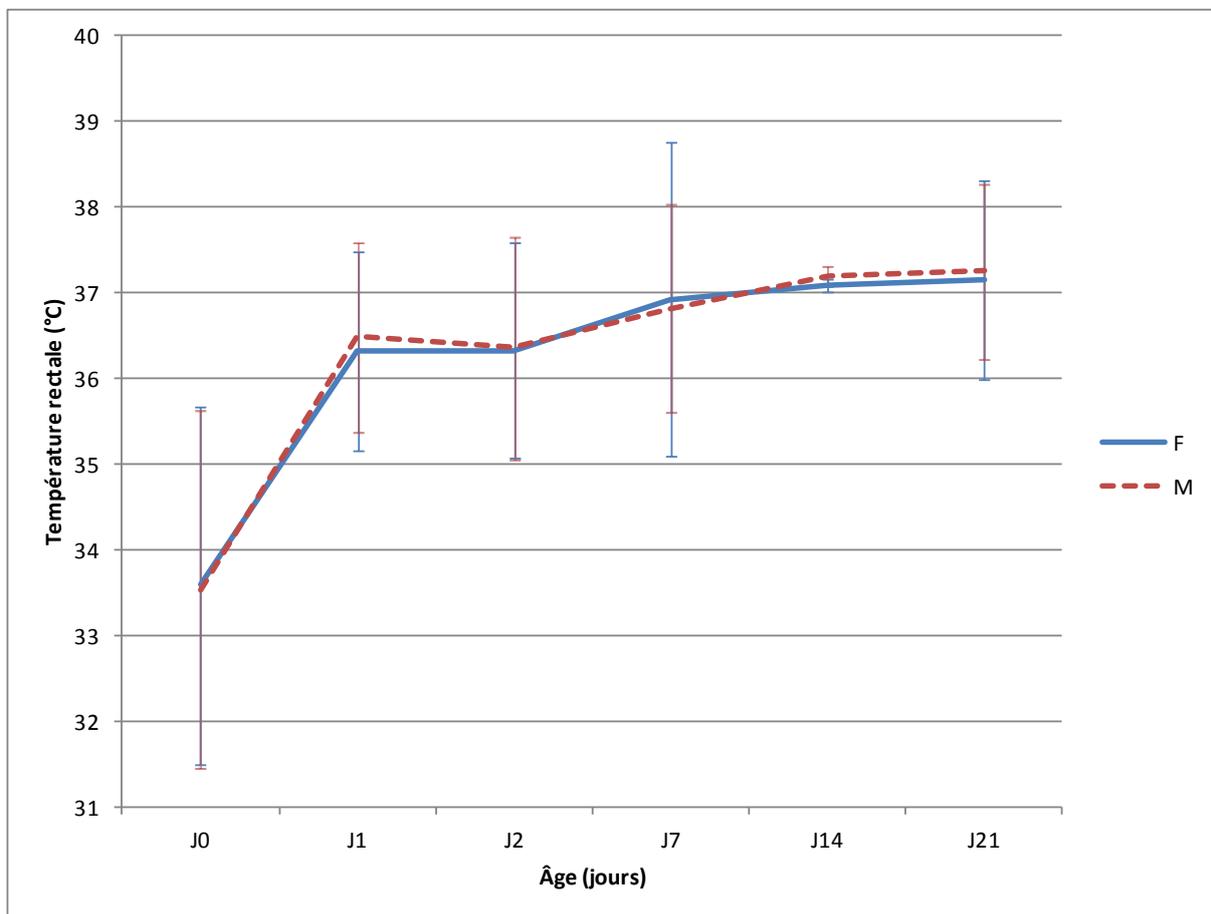
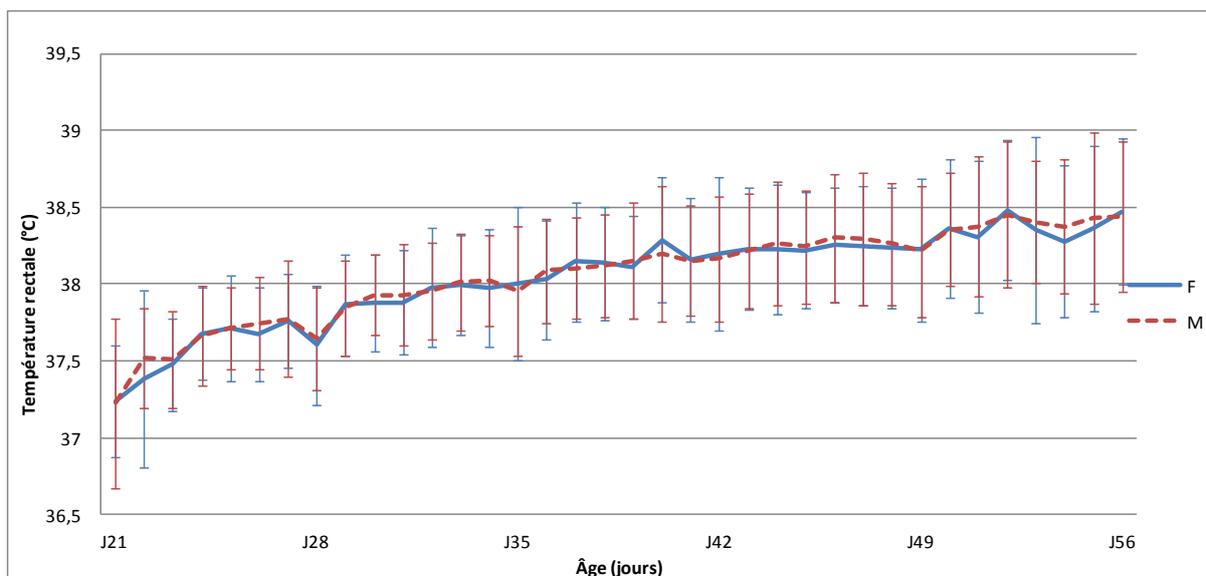


Figure 17 : Evolution de la température en fonction du sexe pendant les 21 premiers jours (n=347) ; moyenne  $\pm$  SEM ; F= femelles, n=152, M= mâles, n=195



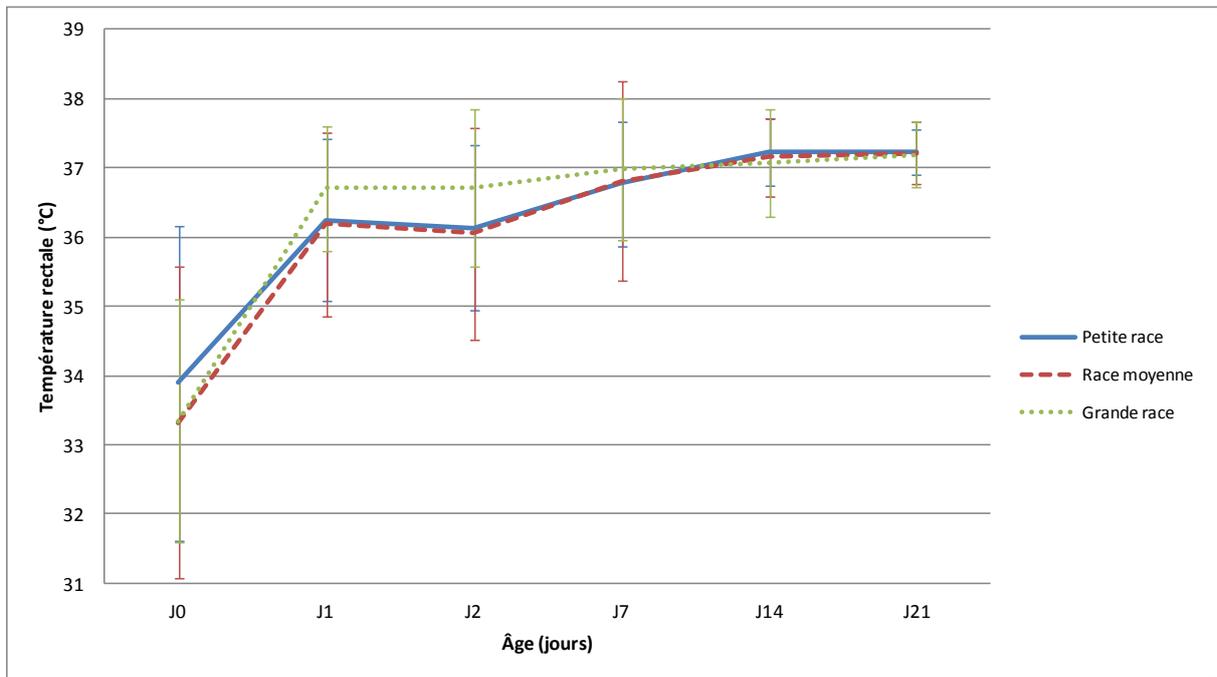
**Figure 18** : Evolution de la température en fonction du sexe, de la 3e semaine au sevrage (n=253) ; moyenne  $\pm$  SEM ; F= femelles, n=122, M= mâles, n=131

#### **2.3.4. Evolution de la température en fonction du format racial**

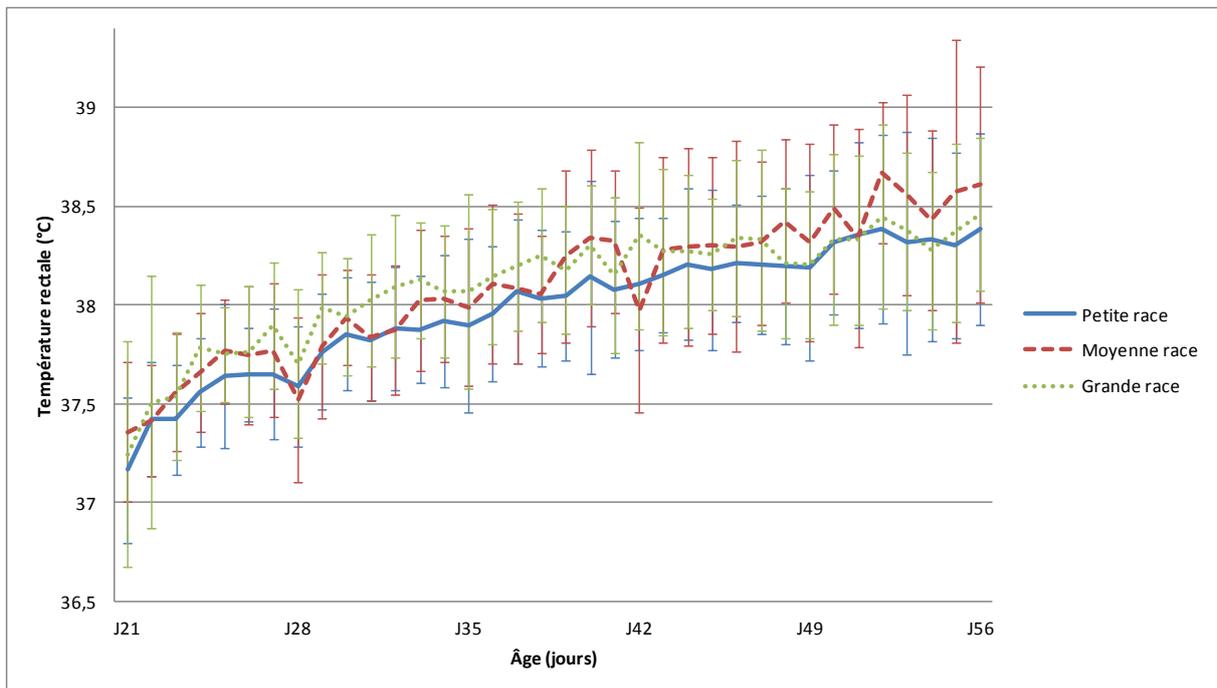
L'évolution de la température rectale pour les différents formats est présentée de la naissance à 21 jours (figure 19) et de 21 jours au sevrage (figure 20).

Entre la naissance et 21 jours, on observe une différence significative de température entre les trois formats raciaux à J1 ( $p < 0,05$ ), J2 ( $p < 0,001$ ) et J7 ( $p < 0,05$ ). On a plus précisément une différence significative entre les petites et les races moyennes à J1 ( $p < 0,05$  – petites races :  $36,2 \pm 1,2^\circ\text{C}$  ; moyennes races :  $36,2 \pm 1,3^\circ\text{C}$ ) ; entre les moyennes et grandes races à J7 ( $p < 0,05$  – moyennes races :  $36,8 \pm 1,4^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $37,0 \pm 1,0^\circ\text{C}$ ) ; entre les petites et grandes races à J1 ( $p < 0,05$  – petites races :  $36,2 \pm 1,2^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $36,7 \pm 0,9^\circ\text{C}$ ) , J2 ( $p < 0,001$  - petites races :  $36,1 \pm 1,2^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $36,7 \pm 1,1^\circ\text{C}$ ) et J7 ( $p < 0,05$  - petites races :  $36,8 \pm 0,9^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $37,0 \pm 1,0^\circ\text{C}$ ).

En période pédiatrique, on observe une différence de température rectale significative entre les trois formats raciaux à J21 ( $p < 0,001$ ), J28 ( $p < 0,05$ ), J42 ( $p < 0,001$ ) et J56 ( $p < 0,05$ ). Une différence significative apparaît entre les petites races et les races moyennes à J21 ( $p < 0,001$  – petites races :  $37,2 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; races moyennes :  $37,4 \pm 0,4^\circ\text{C}$ ) ; entre les races moyennes et les grandes races à J21 ( $p < 0,05$  – races moyennes :  $37,4 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $37,2 \pm 0,6^\circ\text{C}$ ), J28 ( $p < 0,05$  – races moyennes :  $37,5 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $37,7 \pm 0,4^\circ\text{C}$ ) et J42 ( $p < 0,001$  – races moyennes :  $37,9 \pm 0,5^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $38,3 \pm 0,5^\circ\text{C}$ ) ; entre les petites et grandes races à J42 ( $p < 0,001$  – petites races :  $38,1 \pm 0,3^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $38,3 \pm 0,5^\circ\text{C}$ ) et J56 ( $p < 0,05$  – petites races :  $38,4 \pm 0,5^\circ\text{C}$  ; grandes races :  $38,5 \pm 0,4^\circ\text{C}$ ).



**Figure 19 :** Evolution de la température en fonction du format racial pendant les 3 premières semaines (n=347) ; petites races n=141, races moyennes n=72, grandes races n=134 ; moyenne  $\pm$  SEM



**Figure 20 :** Evolution de la température en fonction du format racial, de 21 à 56 jours (n=259) ; petites races n=107, races moyennes n=46, grandes races n=106 ; moyenne  $\pm$  SEM

Le format racial a donc une influence sur la température, à la fois en période néonatale et en période pédiatrique.

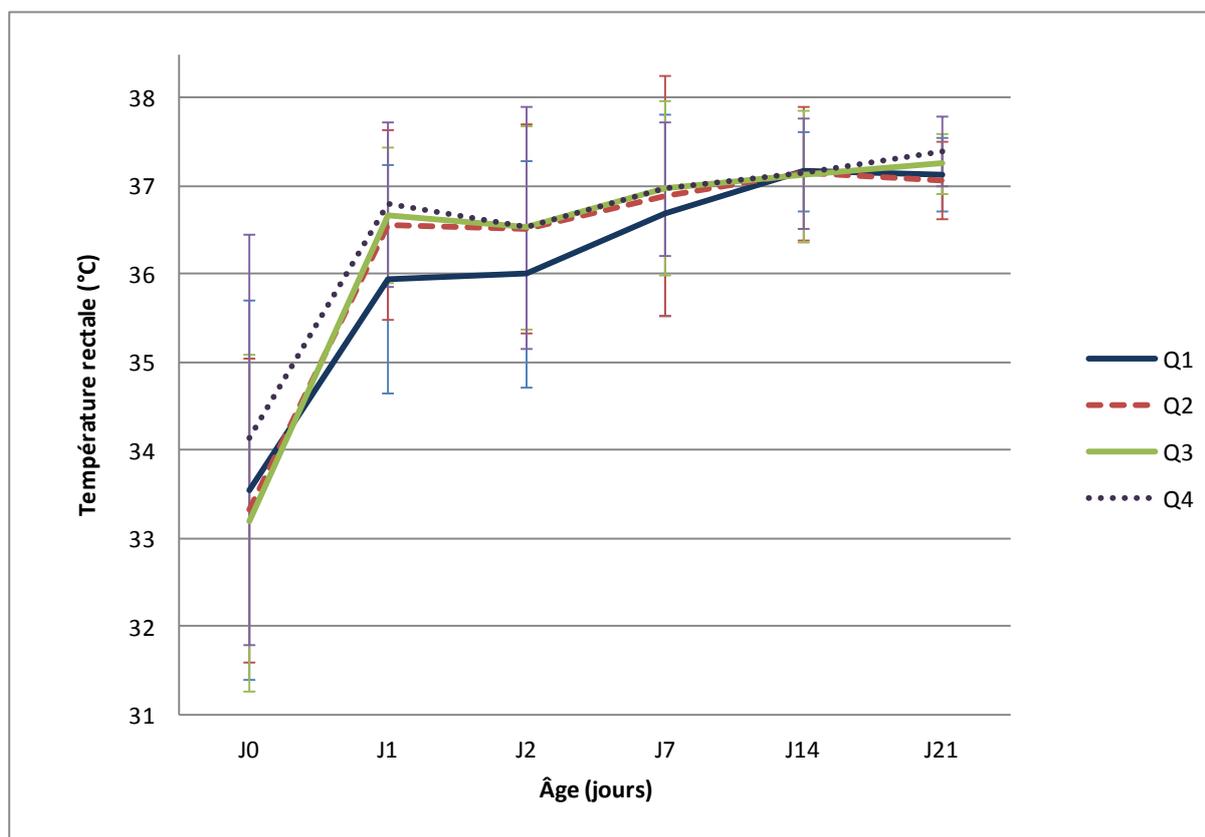
### 2.3.5. Evolution de la température en fonction du poids

#### 2.3.5.1. Poids à la naissance

Les chiots ont été répartis en quartiles d'après leur poids de naissance (Tableau 3). La courbe présentant l'évolution de la température en fonction des quartiles de poids, de la naissance à 21 jours est présentée Figure 21.

On observe une différence significative de température selon le poids de naissance à J1 ( $p < 0,001$ ) et à J2 ( $p < 0,001$ ). On a une différence significative de température entre Q1 et Q2 pour J1 ( $p < 0,05$  – Q1 :  $35,9 \pm 1,3^\circ\text{C}$  ; Q2 :  $36,5 \pm 1,1^\circ\text{C}$ ) et J2 ( $p < 0,001$  – Q1 :  $36,0 \pm 1,3^\circ\text{C}$  ; Q2 :  $36,5 \pm 1,2^\circ\text{C}$ ) ; entre Q3 et Q4 pour J1 ( $p < 0,05$  – Q3 :  $36,7 \pm 0,8^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $36,8 \pm 0,9^\circ\text{C}$ ) ; entre Q1 et Q3 pour J1 ( $p < 0,05$  – Q1 :  $35,9 \pm 1,3^\circ\text{C}$  ; Q3 :  $36,7 \pm 0,8^\circ\text{C}$ ) et J2 ( $p < 0,001$  – Q1 :  $36,0 \pm 1,3^\circ\text{C}$  ; Q3 :  $36,5 \pm 1,1^\circ\text{C}$ ). Il n'y a pas de différence significative de température entre Q2 et Q3.

Les quartiles de poids de naissance ont donc une influence sur la température des premiers jours, influence qui tend à s'effacer à partir de l'âge d'une semaine.



**Figure 21** : Evolution de la température en fonction des quartiles de poids de naissance, pendant les 3 premières semaines (n=347) ; Q1 n=133, Q2 n=63, Q3 n=74, Q4 n=77 ; moyenne  $\pm$  SEM

### 2.3.5.2. Poids à 21 jours

La courbe présentant l'évolution de la température en fonction des quartiles de poids à 21 jours (tableau 3), de 21 jours au sevrage est présentée Figure 22.

Pour ce qui est de l'influence sur la température rectale des quartiles de poids à 21 jours, il y a une différence significative à J21 ( $p < 0,05$ ), J28 ( $p < 0,05$ ) et J35 ( $p < 0,001$ ).

Il n'y a pas de différence de température rectale significative entre Q1 et Q2, ni entre Q2 et Q3. Il y a une différence significative entre Q3 et Q4 à J28 ( $p < 0,05$  – Q3 :  $37,6 \pm 0,3^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $37,7 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) et J35 ( $p < 0,05$  – Q3 :  $37,9 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $38,1 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) ; entre Q1 et Q3 à J21 ( $p < 0,05$  – Q1 :  $37,0 \pm 0,7^\circ\text{C}$  ; Q3 :  $37,3 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) ; entre Q2 et Q4 à J21 ( $p < 0,05$  – Q2 :  $37,2 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $37,4 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ), J28 ( $p < 0,001$  – Q2 :  $37,5 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $37,7 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) et J35 ( $p < 0,05$  – Q2 :  $38,0 \pm 0,4^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $38,1 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) ; entre Q1 et Q4 à J21 ( $p < 0,001$  – Q1 :  $37,0 \pm 0,7^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $37,4 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ), J28 ( $p < 0,05$  – Q1 :  $37,5 \pm 0,3^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $37,7 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ) et J35 ( $p < 0,001$  – Q1 :  $37,8 \pm 0,6^\circ\text{C}$  ; Q4 :  $38,1 \pm 0,3^\circ\text{C}$ ).

L'influence des quartiles de poids sur la température rectale n'est pas visible entre Q1 et Q2 ni entre Q2 et Q3 mais on observe une différence significative entre les autres couples de quartiles. Cette influence est réelle pour la 3<sup>e</sup>, la 4<sup>e</sup> et la 5<sup>e</sup> semaine d'âge et elle s'estompe avec le temps.

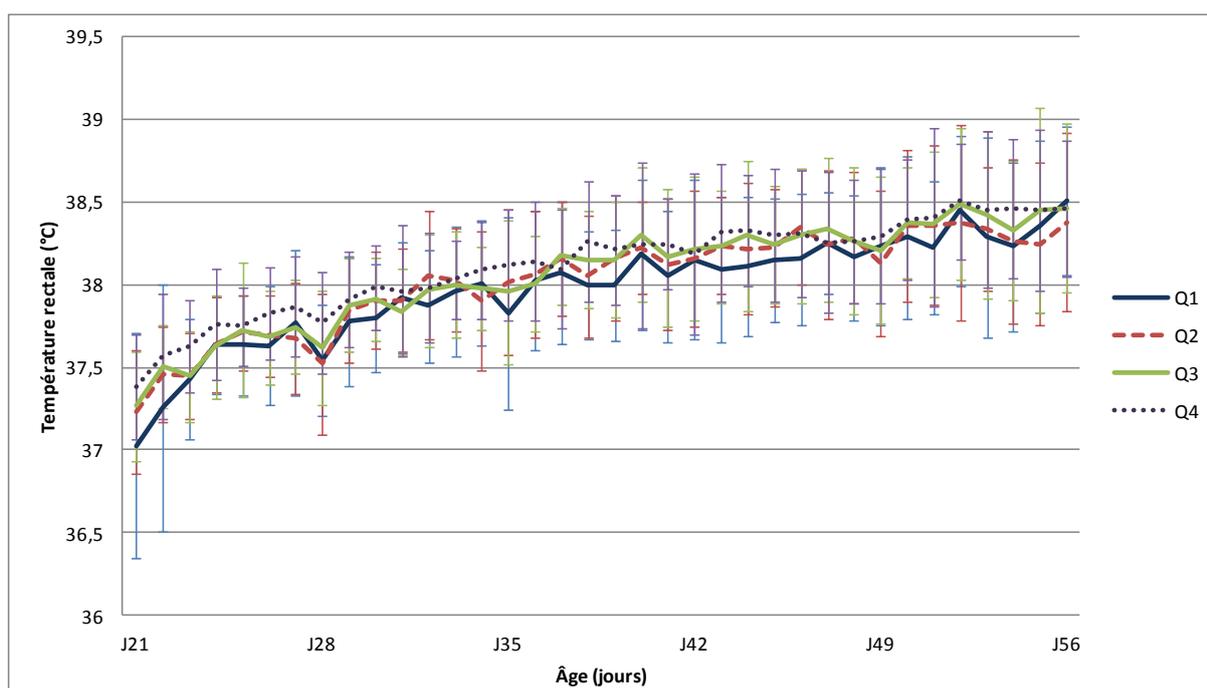


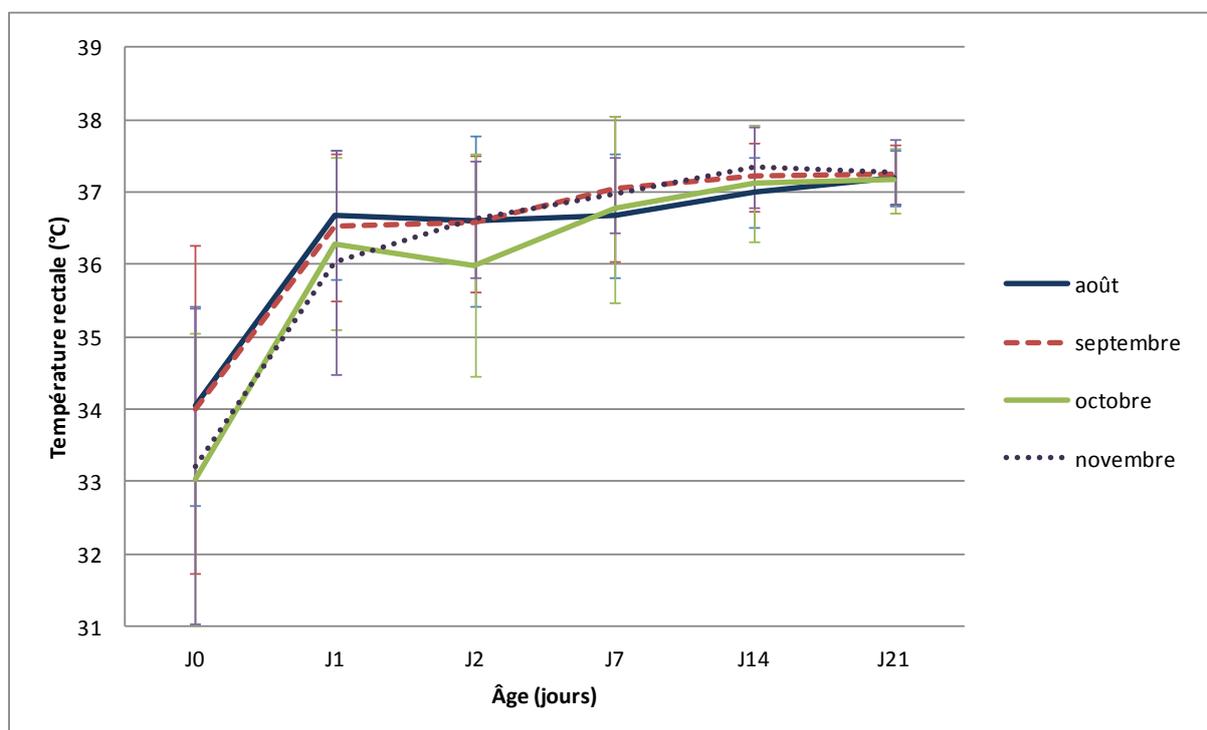
Figure 22 : Evolution de la température en fonction des quartiles de poids à 21 jours, de 21 jours au sevrage (n=257) ; Q1 n=60, Q2 n=52, Q3 n=74, Q4 n=71 ; moyenne  $\pm$  SEM

### 2.3.6. Evolution de la température en fonction du mois de naissance

Nous avons étudié l'influence du mois de naissance (c'est-à-dire l'influence de la température extérieure) sur la température rectale des trois premières semaines (Figure 23). Les températures normales de saison du lieu de l'élevage sont indiquées dans le tableau 10.

**Tableau 10** : Normales de saison à Tangry (62), d'après Météo France

Mois	Août	Septembre	Octobre	Novembre
T° moyenne min	13,2	10,9	8,4	4,8
T° moyenne max	22,2	19,2	15	10,1



**Figure 23** : Evolution de la température en fonction du mois de naissance, de la naissance à 21 jours (n=347) ; août n=63, septembre n=120, octobre n=136, novembre n=28 ; moyenne  $\pm$  SEM

On observe une différence significative de la température entre les différents mois de naissance à J0 ( $p < 0,001$ ), J7 ( $p < 0,05$ ) et J14 ( $p < 0,05$ ). Il y a une différence significative de température entre août et septembre à J7 ( $p < 0,001$  – août :  $36,7 \pm 0,9^\circ\text{C}$  ; septembre :  $37,1 \pm 1,0^\circ\text{C}$ ) et J14 ( $p < 0,05$  – août :  $37,0 \pm 0,5^\circ\text{C}$  ; septembre :  $37,2 \pm 0,5^\circ\text{C}$ ) ; entre septembre et octobre à J0 ( $p < 0,001$  – septembre :  $34,0 \pm 2,3^\circ\text{C}$  ; octobre :  $33,0 \pm 2,0^\circ\text{C}$ ) ; entre octobre et novembre à J0 ( $p < 0,05$  – octobre :  $33,0 \pm 2,0^\circ\text{C}$  ; novembre :  $33,2 \pm 2,2^\circ\text{C}$ ).

Le mois de naissance a donc une influence sur la température dans les 8h suivant la naissance pour septembre, octobre et novembre et sur les températures à J7 et J14 pour les mois d'août et septembre.

### 2.3.7. Analyse multivariée de l'évolution de la température

Nous avons également étudié l'influence de tous les facteurs précédents (sexe, format racial, quartile de poids, mois de naissance, temps) réunis sur la température.

Si on prend en compte les facteurs qui agissent durant les trois premières semaines, le sexe, le mois de naissance et le format racial n'influencent pas la température, tandis que les quartiles de poids l'influencent très fortement ( $p < 0,001$ ). La température augmente également de manière très significative au cours du temps ( $p < 0,001$ ).

Si on prend en compte les facteurs qui agissent de la troisième semaine au sevrage, le sexe n'influence pas la température, tandis que le mois de naissance influence significativement la température ( $p < 0,05$ ) et que le format racial et les quartiles de poids l'influence très significativement ( $p < 0,001$ ). La température augmente également de manière très significative au cours du temps ( $p < 0,001$ ).

Si on prend en compte les facteurs qui interviennent durant les deux premiers mois du chiot, le sexe, le mois de naissance et les quartiles de poids de naissance n'ont aucune influence, tandis que le format racial influence significativement la température ( $p < 0,05$ ) et que les quartiles de poids à 21 jours l'influence très fortement ( $p < 0,001$ ). Encore une fois, la température augmente de manière très significative au cours du temps ( $p < 0,001$ ).

Dans ces trois modèles, on observe des différences très significatives entre chaque chiot et chaque portée ( $p < 0,001$ ).

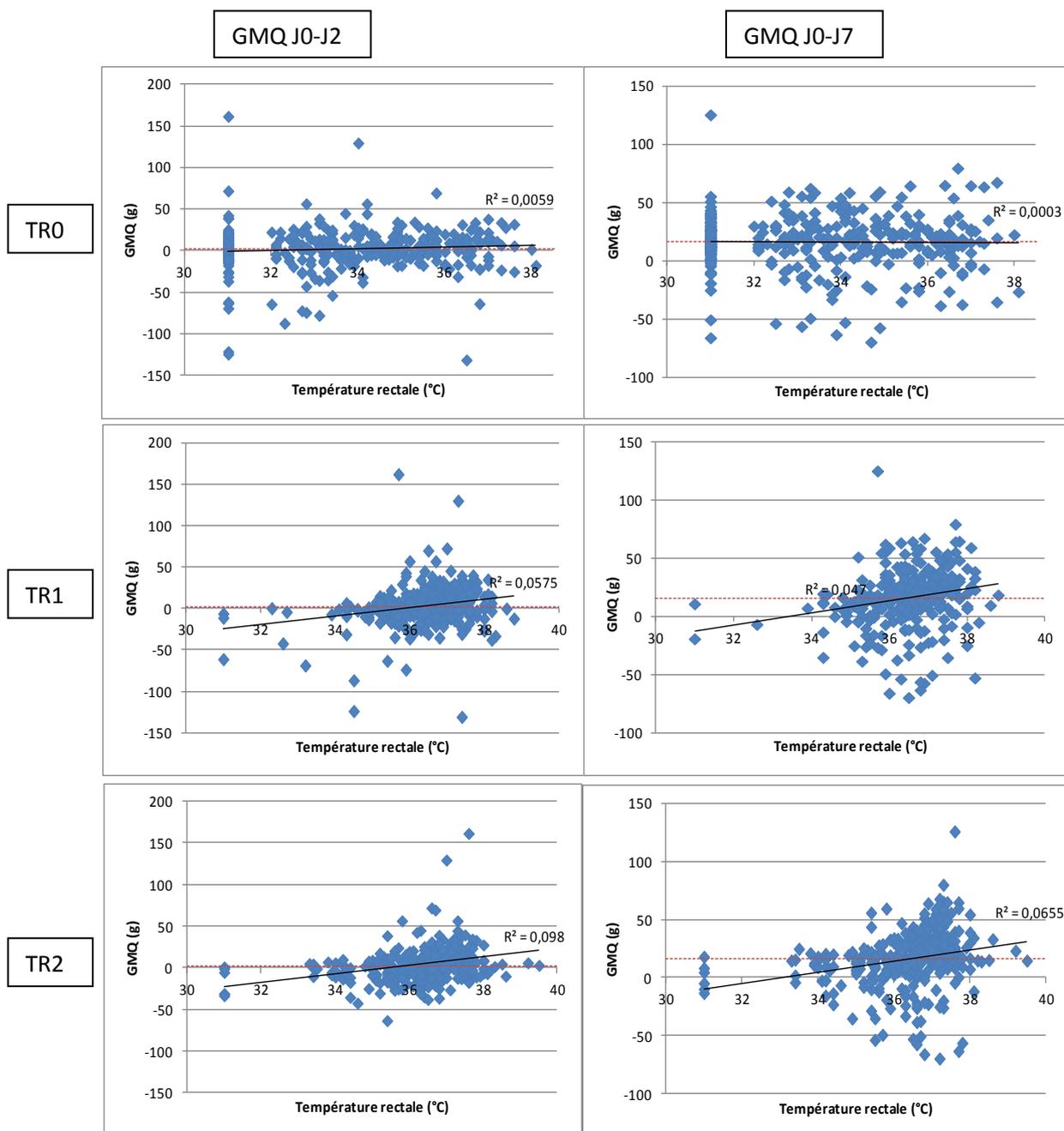
## 2.4. Température, croissance et mortalité

### 2.4.1. Relation entre la température et le gain moyen quotidien

Nous avons étudié la relation entre la température à J0, à J1 et à J2 et le gain moyen quotidien (GMQ) entre J0 et J2 et entre J0 et J7 (Figure 24). Pour cela, nous avons réalisé une régression linéaire qui n'a montré aucune corrélation entre la température à J0 et les 2 GMQ. On trouve une corrélation très faible entre les températures à J1 et J2 et les GMQ. On ne peut donc pas dire avec nos résultats qu'il y a un lien fort entre la température et la croissance sur la même période. Cependant, on observe que pour J1 et J2 les chiots ayant des températures faibles (inférieures à 33°C) ont tous un GMQ inférieur à la moyenne, voire négatif. Le GMQ J0-J2 moyen  $\pm$  SEM est de  $-21,08 \pm 24,94$  g pour TR1 < 33°C ; de  $3,67 \pm 24,49$  g pour TR1 > 33°C ; de  $-16,92 \pm 16,68$  g pour TR2 < 33°C ; et de  $2,16 \pm 26,78$  g pour TR2 > 33°C. Le GMQ J0-J7 moyen  $\pm$  SEM est de  $-5,10 \pm 15,15$  g pour TR1 < 33°C ; de  $16,19 \pm 24,26$  g pour TR1 > 33°C ; de  $0,14 \pm 11,85$  g pour TR2 < 33°C ; et de  $16,29 \pm 24,35$  g pour TR2 > 33°C.

Tableau 11 : Corrélation entre le GMQ et la température rectale

GMQ	TR0		TR1		TR2	
	J0-J2	J0-J7	J0-J2	J0-J7	J0-J2	J0-J7
n	336	321	336	321	336	321
R	0,08	-0,02	0,24	0,22	0,31	0,26
p	0,08	0,37	<0,001	<0,001	0	<0,001



**Figure 24** : Gain moyen quotidien entre J0 et J2 et entre J0 et J7 en fonction des températures des 2 premiers jours. La ligne pointillée représente la moyenne des GMQ; la ligne pleine représente la régression linéaire.

#### 2.4.2. Distribution de la mortalité dans la population au cours du temps

La distribution de la mortalité au fil du temps est représentée sur la Figure 25. Au total, 90 chiots sont morts avant leur sevrage, ce qui représente 21% de la population. 71% (64/90) de la mortalité a eu lieu pendant les trois premières semaines de vie (dont 46% (41/90) durant la première) et 23% (21/90) pendant la dernière semaine avant sevrage. Entre l'âge de 3 semaines et l'âge de 7 semaines il y a 6% (5/90) de mortalité.

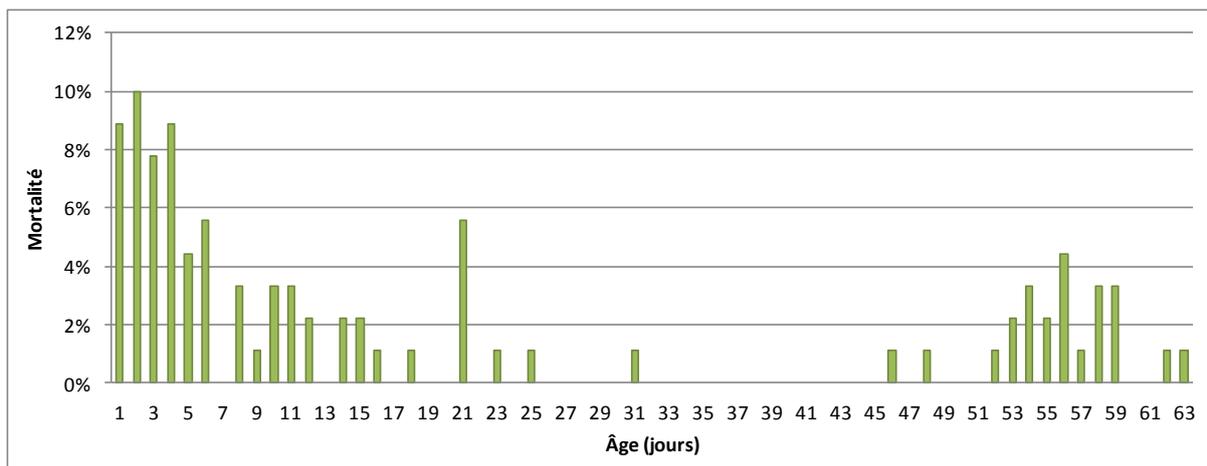


Figure 25 : Répartition de la mortalité de la naissance au sevrage (n=90)

### 2.4.3. Mortalité et températures

Nous avons étudié l'influence de la température (à J0, J1, J2, J7, J21, J28, J35, J42, J49) sur la mortalité. Les seules températures ayant une influence sur la mortalité sont celles à J1 ( $p < 0,001$ ), J2 ( $p < 0,05$ ), J7 ( $p < 0,001$ ) et J35 ( $p < 0,05$ ). La Figure 26 ci-dessous présente la mortalité en fonction des températures à 24h, à 48h et à 1 semaine.

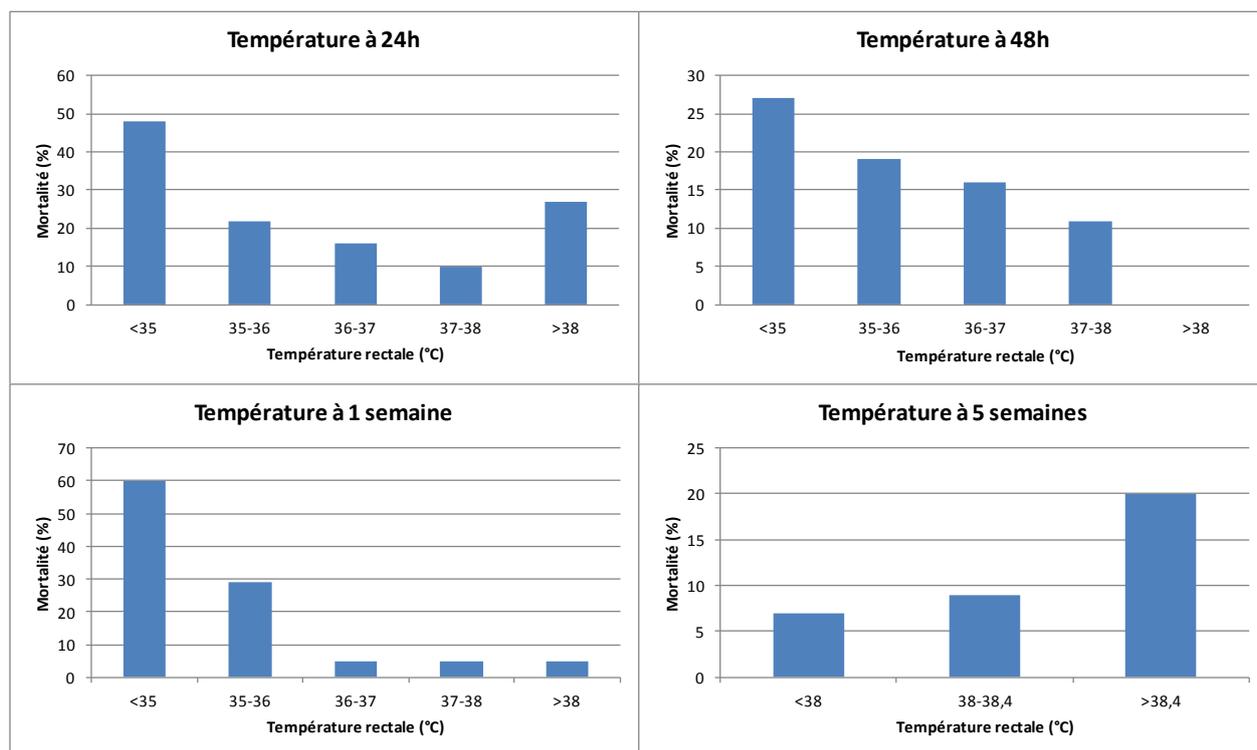
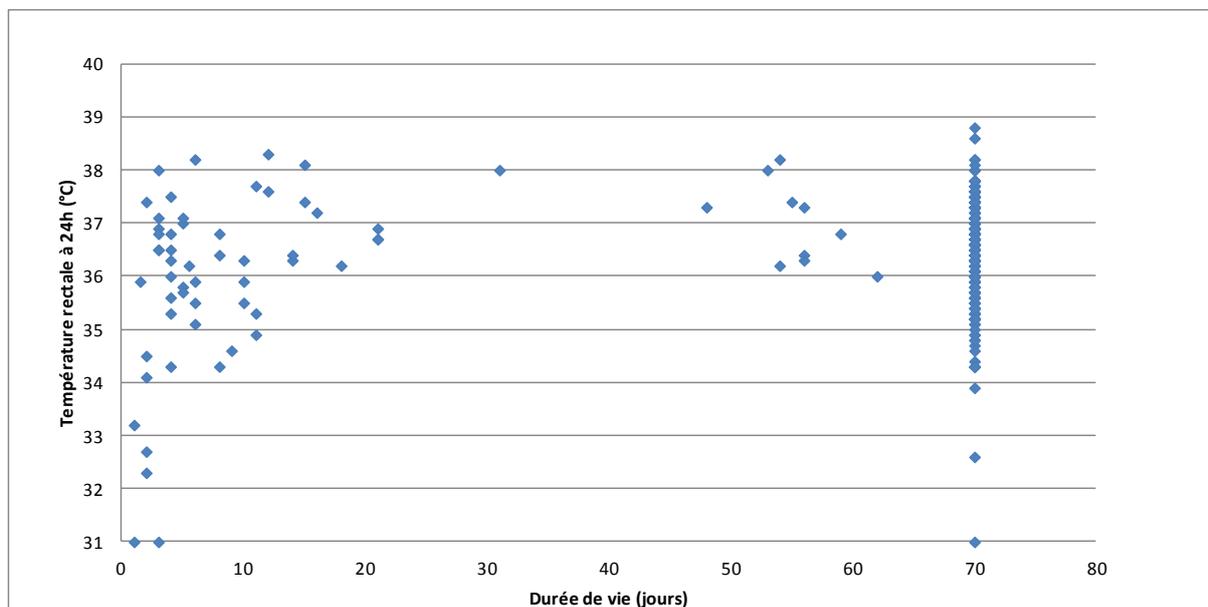


Figure 26 : Taux de mortalité avant 21 jours en fonction de la température rectale à 24h (n=335), 48h (n=324) et 7j (n=295) d'âge et taux de mortalité avant le sevrage en fonction de la température rectale à 5 semaines d'âge (n=262)

A 1, 2 et 7 jours d'âge, plus la température rectale est basse, plus le taux de mortalité avant 21 jours est élevé. A 5 semaines d'âge, plus la température rectale est haute, plus le taux de mortalité est élevé.

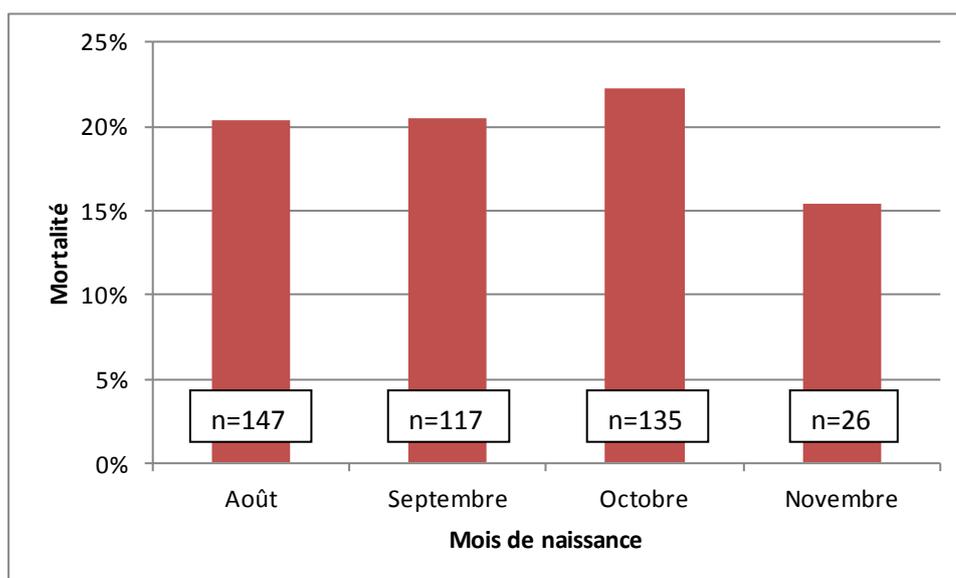
La température rectale mesurée à 24h de vie a également été mise en relation avec la durée de vie (Figure 27).



**Figure 27** : Relation entre la température à 24h et la durée de vie (n=335). Les chiots ayant survécu aux 2 premiers mois sont indiqués à 70j de vie.

Presque aucun des chiots avec une température rectale à 24h inférieure à 34°C n’a survécu jusqu’au sevrage : la mortalité avant sevrage des chiots ayant une température rectale inférieure à 34°C est de 63% (5/8) contre une mortalité de 18% (60/327) pour une température rectale à 24h supérieure à 34°C.

La température environnementale ayant une influence sur la température rectale, nous nous sommes intéressés à l’influence du mois de naissance sur la mortalité (Figure 28). Nous n’avons pas observé de différence significative de la mortalité entre les différents mois de naissance.



**Figure 28** : Mortalité suivant le mois de naissance. Les effectifs pour chaque mois sont affichés sur la colonne correspondante (ne sont pas pris en compte les chiots exclus de l’étude ou mangés par leur mère).

#### 2.4.4. Température et mortalité durant la période pédiatrique

Nous avons cherché un lien entre l'hypothermie, l'hyperthermie et la mortalité entre 21 jours et le sevrage. Un chiot de plus de 21 jours mais de moins de 28 jours est considéré hypotherme quand sa température rectale est inférieure à 36,1°C et un chiot de plus de 28 jours est considéré hypotherme quand sa température rectale est inférieure à 37,2°C. Un chiot est considéré hypertherme quand sa température rectale dépasse 39,5°C (Rickard, 2011).

Les résultats obtenus ne sont pas significatifs : Entre J21 et J56, 11% (6/57) des chiots ayant été hypothermes sont morts ; 9% (14/159) des chiots normothermes sont morts ; 14% (4/28) des chiots hyperthermes sont morts ; et 6% (1/17) des chiots ayant été à la fois hypo et hyperthermes sont morts. Le taux de mortalité entre J21 et J56 est de 10% (25/261).

Il n'y a pas de lien notable entre l'hypothermie, l'hyperthermie et la mortalité.

Le nombre de chiots hyperthermes augmente avec le temps, à partir du 21<sup>e</sup> jour (Figure 29). Au total, 45 chiots ont présenté au moins un épisode d'hyperthermie, ce qui représente 17% (45/261) de la population.

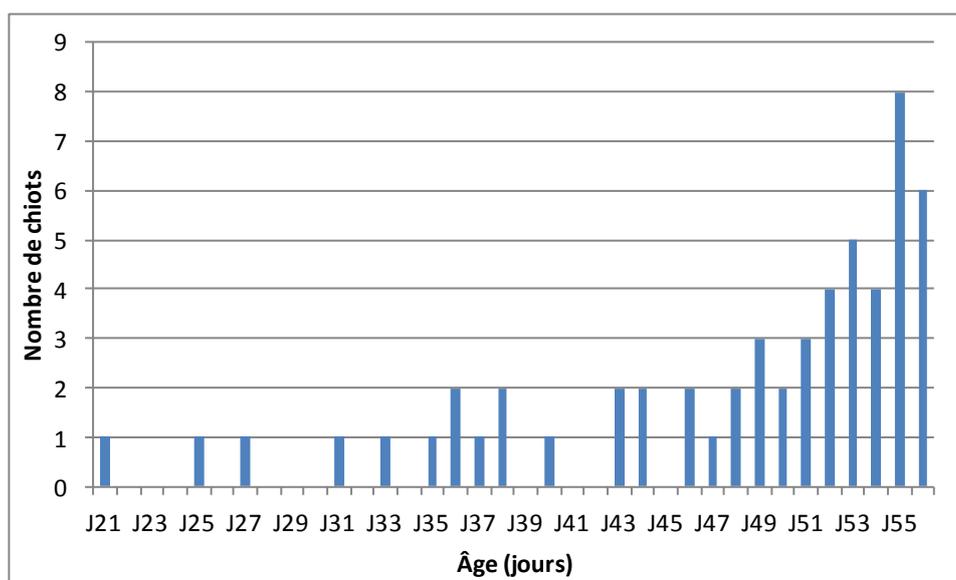


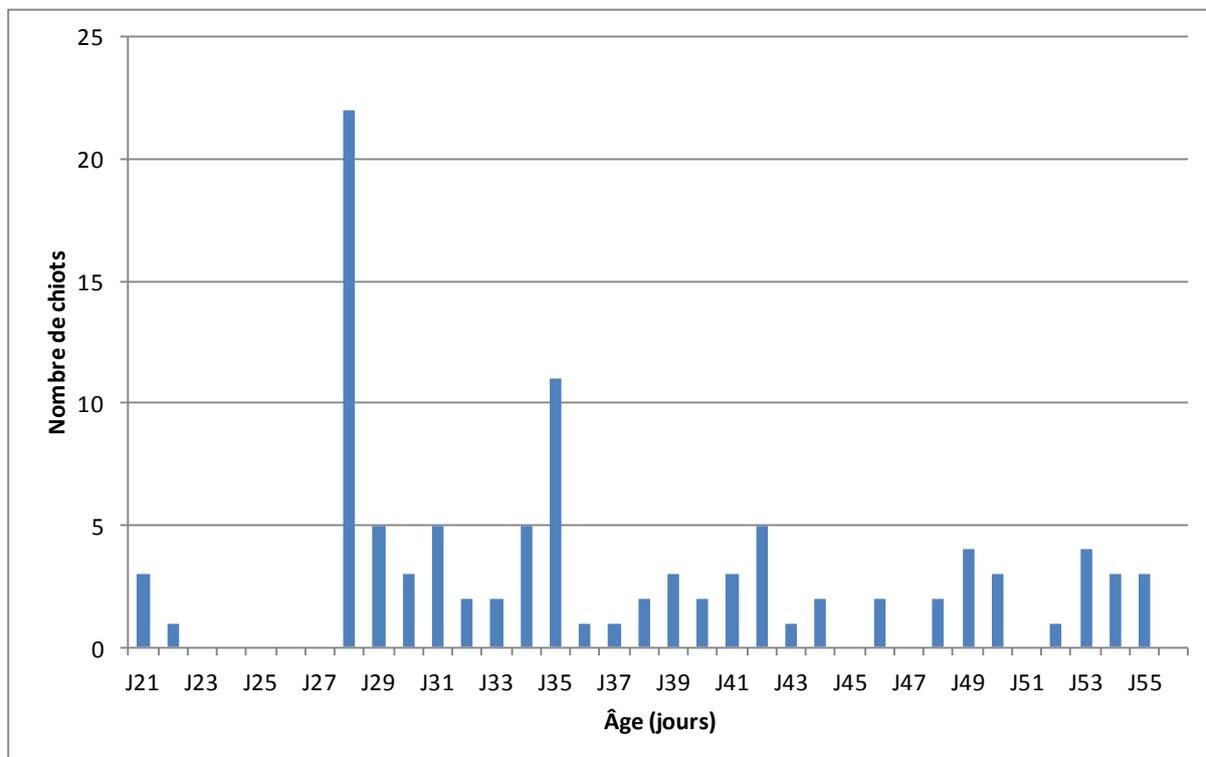
Figure 29 : Nombre de cas d'hyperthermie en fonction de l'âge des chiots (n=45)

Un chiot peut avoir présenté 1, 2 ou 3 jours d'hyperthermie (Tableau 12). La majorité des chiots a présenté un seul jour d'hyperthermie. La température moyenne était alors de 39.7 ± 0.2°C.

Tableau 12 : Hyperthermie chez les chiots (n=45)

Nombre de jours d'hyperthermie	Nombre de chiots	Moyenne d'âge ± SEM (jours)	Moyenne de température ± SEM (°C)	Nombre de morts
1	36	48 ± 7	39,7 ± 0,2	5
2	5	46 ± 12	39,7 ± 0,1	0
3	4	45 ± 7	40,2 ± 0,1	0

Le nombre de chiots hypothermes est plus important au début de la période pédiatrique (figure 30). Au total, 74 chiots ont présenté au moins un épisode d'hypothermie entre J21 et J56, ce qui représente 28% (74/261) de la population.



**Figure 30** : Nombre de cas d'hypothermie en fonction de l'âge des chiots (n=74)

Un chiot peut avoir présenté 1, 2, 3 ou 6 jours d'hypothermie entre J21 et J56 (tableau 13).

La majorité des chiots a présenté un seul jour d'hypothermie. La température moyenne était alors de  $36,7 \pm 0,9^\circ\text{C}$ .

**Tableau 13** : Hypothermie chez les chiots (n=74)

Nombre de jours d'hypothermie	Nombre de chiots	Moyenne d'âge $\pm$ SEM (jours)	Moyenne de température $\pm$ SEM ( $^\circ\text{C}$ )	Nombre de morts
<b>1</b>	56	$37 \pm 9$	$36,7 \pm 0,9$	6
<b>2</b>	12	$38 \pm 10$	$36,8 \pm 0,5$	1
<b>3</b>	5	$37 \pm 9$	$36,9 \pm 0,3$	0
<b>6</b>	1	$35 \pm 6$	$36,9 \pm 0,1$	0

### **3. Discussion**

#### **3.1. Population**

Nous avons travaillé sur une population de grande taille, constituée de 437 chiots, tous nés dans le même élevage. Ainsi notre étude a l'avantage d'être menée sur des animaux placés dans des conditions d'environnement, de conduite d'élevage et de pression infectieuse semblables. Inversement les résultats peuvent être biaisés par des facteurs de risque propres à l'élevage. Pour s'affranchir d'un éventuel effet élevage, il aurait fallu utiliser des chiots provenant d'un nombre important d'élevages différents, comme dans les études de Tønnessen et al. (2012) et de Gill (2001) qui ont étudié respectivement 10 810 portées et 2578 chiots, provenant de plus de cent élevages différents.

Les chiots appartiennent à 17 races. Il y a un nombre similaire de chiots de grande et de petite race. Les chiots de races moyennes sont moins nombreux (20,6% de l'effectif total), et issus de seulement deux races (cockers et cockers américains).

Le ratio mâle : femelle est équilibré (non statistiquement différent de 50 : 50 ;  $p > 0.05$ ) avec 230 : 202 (soit 53,2% : 46,7%).

Les naissances sont étalées de manière équivalente sur les mois d'août, septembre, octobre, mais elles sont moins nombreuses en novembre (seulement 28 contre de 120 à 151) et anecdotiques en juillet (seulement 2 chiots). Cette différence d'effectif est à prendre en compte lors de comparaison de la mortalité entre les mois de naissance.

Le poids à la naissance est réparti de façon équivalente entre les quartiles 2, 3 et 4 (de 18 à 22%) mais la proportion de chiots appartenant au quartile 1 est supérieure (38%). Cependant à 21 jours, la population est répartie de manière plus égale dans les quartiles (de 20 à 28%). Cela peut signifier que la croissance des trois premières semaines permet aux chiots les plus légers de rattraper leur retard, ou bien qu'une plus grande partie des chiots légers meurt durant cette période, ce qui serait en accord avec les résultats de la littérature (Gill, 2001 ; Mila et al., 2012).

#### **3.2. Méthodes de mesure de la température corporelle**

##### **3.2.1. *Thermomètre digital rectal***

Nous avons testé la répétabilité des méthodes de mesure de température par thermomètre infrarouge et caméra thermique. Cependant nous n'avons pas testé la répétabilité ni l'exactitude du thermomètre digital rectal. Naylor et al. (2012) ont montré sur des vaches que leur thermomètre digital rectal était toujours exact s'il était bien inséré jusqu'à la fenêtre de lecture et étalonné régulièrement. En travaillant sur des chiots et non sur des chiens adultes il est difficile voire impossible d'insérer le thermomètre jusqu'à la fenêtre de lecture mais nous avons fait en sorte qu'il soit toujours inséré d'environ 1cm, conformément aux recommandations du constructeur, à partir du moment où la taille du chiot le permettait (dans le cas d'un chiot trop petit, on insérait le thermomètre au maximum possible ; la sonde métallique était toujours insérée dans le rectum).

De plus, les mesures ont été réalisées par de nombreux opérateurs différents. Cela peut constituer un biais, bien que Burfeind et al. (2010) aient montré qu'on a une bonne répétabilité des mesures de température rectale pour un ou plusieurs opérateurs chez les vaches laitières.

Nous avons comparé les valeurs de température mesurées avec le thermomètre infrarouge et la caméra thermique aux valeurs mesurées à l'aide du thermomètre rectal. Bien que souvent considérées comme une référence, les valeurs obtenues avec le thermomètre rectal sont pourtant elles aussi une approximation de la température centrale. Les thermomètres rectaux au mercure fournissent une valeur très proche de la température centrale. Greer et al. (2007) ont montré que le thermomètre digital rectal fournit également une température très proche de la température centrale chez des chiens hypothermiques, euthermiques ou hyperthermiques. En effet, la différence entre la température rectale et la température centrale est toujours inférieure à 1,25°C dans cette étude, et est même inférieure à 0,5°C pour 94,28% des mesures. On peut donc comparer les méthodes par thermomètre infrarouge et caméra thermique à la mesure obtenue par un thermomètre digital sans craindre de biais trop important.

### **3.2.2. Thermomètre infrarouge**

Les thermomètres infrarouges mesurent les radiations infrarouges émises par le corps. Si une étude montre leur efficacité et exactitude dans le domaine pédiatrique humain, d'autres études ont montré que ces thermomètres ne sont pas tous équivalents. Une revue de la littérature montre que la sensibilité de ces appareils varie de 4,0% à 89,6%, la spécificité de 75,4% à 99,6%, la valeur prédictive positive de l'hyperthermie varie de 0,9% à 76,0% et la valeur prédictive négative de 86,1% à 99,7% (Bitar et al., 2009). Dans notre étude nous avons fait en sorte de choisir la zone pour laquelle le thermomètre donnait la mesure la plus exacte par rapport à la température rectale et la plus répétable (coefficient de variation = 0,3 pour des mesures sur l'abdomen ventral contre 0,6 pour le front).

On observe 2,1°C de différence entre la température mesurée avec le thermomètre infrarouge au niveau du front et au niveau de l'abdomen. De plus la température obtenue au niveau du front est inférieure à la température rectale tandis que la température obtenue au niveau de l'abdomen y est supérieure. Cette différence entre deux mesures réalisées avec la même technique est liée aux zones. En effet le front est une zone plus exposée au froid que l'abdomen ventral. De plus, la température supérieure au niveau de l'abdomen peut être expliquée par les phénomènes de digestion qui produisent de la chaleur.

Nos résultats montrent que les mesures de température obtenues par thermomètre infrarouge et par thermomètre digital rectal ne sont pas équivalentes (on a environ 1°C de différence entre les deux techniques à J7 et cette différence n'est pas constante), différence également observée chez l'homme adulte (Duncan et al., 2008) et chez les chevaux (Ramey et al., 2011). Chez l'homme, les températures fournies par le thermomètre infrarouge utilisé étaient nettement inférieures à celles obtenues par les méthodes habituelles de l'hôpital c'est-à-dire un thermomètre avec une sonde orale ( $0,87 \pm 0,58^\circ\text{C}$ ) et un thermomètre fixé sur une sonde urinaire ( $1,17 \pm 0,67^\circ\text{C}$ ).

Ici, nous avons mis en évidence une corrélation entre les températures rectales de la première semaine et les températures infrarouges. Le thermomètre infrarouge ne permet pas

de fournir une valeur proche de la température centrale mais grâce à la table que nous avons fourni, il sera possible pour les éleveurs de repérer une mesure trop basse (<37°C) ou trop haute (>40°C) donnée par le thermomètre infrarouge. Cela permettra une mesure plus rapide et moins invasive de la température sur des chiots très jeunes, plus particulièrement chez les races de petit format. Cette table peut aider les personnes utilisant le thermomètre New test Evoluscan® à connaître rapidement la température rectale correspondante. Cela permet d'évaluer rapidement si un chiot est en hypothermie, durant la première semaine de vie.

La coloration de la peau (chiots clairs ou foncés) ne semble pas avoir d'influence sur l'évolution de la température infrarouge. Cependant on observe une différence en fonction de la taille du chiot : la température infrarouge n'évolue pas de la même façon pour les chiots de petite race et ceux de grande race. En effet entre le 28<sup>e</sup> et le 35<sup>e</sup> jour, la température infrarouge passe sous la température rectale chez les chiots de petite race. Cela est peut-être dû à une pousse plus rapide du poil sur le ventre chez les petits chiens, dont la croissance dure moins longtemps. Ramey et al. (2011) avancent que les poils formeraient une couche protectrice qui empêcherait les rayons infrarouges de détecter la température de la peau. Ce serait ainsi les poils, quelque soit leur couleur, qui expliqueraient la différence d'évolution de la température infrarouge.

### **3.2.3. Caméra thermique**

Des études ont montré que la caméra thermique pouvait être utilisée pour détecter précocément l'apparition d'infection chez l'homme (Ng et al., 2004 ; Chiang et al., 2008), chez les poneys (Johnson et al., 2011) et chez les bovins (Schaefer et al., 2004, 2012 ; Rainwater-Lovett et al., 2009). Si nous avions voulu l'utiliser dans le même but, nous aurions mesuré la température du ventre.

Ici, l'objectif avec la caméra thermique est de pouvoir repérer rapidement un chiot trop froid dans une portée. L'éleveur peut ainsi rapidement scanner tous ses chiots et se focaliser sur ceux qui sont en hypothermie. Nos résultats ne permettent pas d'affirmer l'utilité de la caméra thermique car elle ne désigne le chiot le plus froid de la portée que dans 48% des cas. Ce n'est pas une méthode infaillible mais cela peut permettre de se faire une idée rapidement de l'homogénéité de température au sein d'une même portée.

Ces résultats mitigés peuvent être dus au fait que tous les chiots ne se présentent pas dans la même position, et la caméra ne mesure donc pas la température de la même partie du corps pour tous les chiots (bien que pour la plupart il s'agisse du dos, les chiots étant recroquevillés sur eux-mêmes). Cela peut être également dû aux petites vibrations de la caméra tenue à la main (ce problème a été rencontré dans les études précédemment citées) ou à la distance variable entre la caméra et les chiots.

Hoffmann et al. (2013) ont réalisé une étude ayant pour but de mesurer la température de vaches et de veaux avec des caméras thermiques fixées dans leurs enclos. Ils ont montré que la distance entre la caméra et l'animal influence significativement la température mesurée. La caméra thermique leur a permis d'avoir une mesure correcte de la température de l'animal à condition de prendre plusieurs photos d'une zone précise de l'animal (comme l'œil ou l'arrière de l'oreille) et de calculer la température maximale. Cela nécessite un opérateur pour analyser les images, mais cela peut permettre de savoir rapidement si un

animal a une température anormale. Ce serait difficile à mettre en place sur des chiots en élevage car leur taille est très inférieure et on n'aurait pas toujours accès à la zone de mesure sur tous les chiots.

### **3.3. Evolution de la température**

#### **3.3.1. Au cours du temps**

Selon Johnston et Root Kustritz (2001), le chiot nouveau-né atteint la température de 38°C à l'âge d'un mois, ce qui est cohérent avec nos résultats (sur la figure 16 , la valeur de 38°C est atteinte vers le 32<sup>ème</sup> jour de vie environ). D'après Johnston et Root Kustritz (2001), au moment du sevrage, les chiots se sont stabilisés à leur température d'adulte. Nous ne sommes pas arrivés aux mêmes conclusions : en effet, nos températures sont toutes statistiquement différentes, la température ne se stabilise donc pas avant le sevrage. Les différences entre nos observations et celles de la littérature pourraient provenir d'une différence dans les races concernées.

#### **3.3.2. En fonction du sexe**

Nous n'avons mis en évidence aucune différence de température rectale entre les chiots femelles et les chiots mâles. Nos résultats sont cohérents avec ceux obtenus lors d'étude sur la température rectale, axillaire, inguinale ou la température de la peau sur des nouveau-nés humains (Buetow et Klein, 1964 ; Bliss-Holtz, 1989). Nous nous attendions à de tels résultats étant donné le peu de différences existant à cet âge précoce entre mâles et femelles.

#### **3.3.3. En fonction du format racial**

Nous avons mis en évidence une différence lors de la période néonatale entre les trois formats raciaux. Cette différence n'est pas visible à la naissance mais comme nous l'expliquions précédemment les résultats concernant les températures prises dans les 8h suivant la naissance sont à prendre avec circonspection. Lors de la période pédiatrique, une différence a pu être observée entre les petites et grandes races et entre les moyennes et grandes races (petites races et races moyennes ayant une température rectale inférieure à celle des grandes races). Il n'y a pas de différence significative entre les petites et moyennes races durant la période pédiatrique.

Dans une autre étude menée chez 16 chiots de 3 races, Piccione et al. (2010) n'avaient pas mis en évidence de différence de température entre les différents formats raciaux. Mais l'effectif étudié est faible (une portée de chaque race : 16 chiots au total) et les races non présentes dans notre élevage (Rottweiler, Cocker Spaniel, Carlin).

#### **3.3.4. En fonction du poids**

Le poids à la naissance a une influence sur la température à l'âge de 24h et de 48h. Cependant il n'y a pas de différence significative entre les températures des chiots de poids moyens (quartiles 2 et 3) mais il y a des différences significatives entre les quartiles 1 et 3, les quartiles 3 et 4 et les quartiles 1 et 2. Une explication pourrait être que les poids extrêmes (Q1 et Q4) ont un rapport surface/volume vraiment différent l'un de l'autre et

différent de celui des poids moyens (Q2 et Q3) ce qui explique que la température rectale des Q1 soit inférieure à celle des Q2 et Q3 et que celle des Q4 soit supérieure aux autres. Les poids moyens ont peut-être un rapport surface/volume plus proche l'un de l'autre.

Le poids à trois semaines a une influence sur les températures à trois, quatre et cinq semaines. On observe une différence significative entre le troisième et le quatrième quartile tandis qu'il n'y en a pas entre les températures des quartiles 1, 2 et 3. Cette influence ne dure que deux semaines. Les chiots sont toujours en croissance et ceux ayant les poids les plus importants ont tendance à grandir plus vite que les autres ce qui creuse l'écart entre les trois premiers quartiles et le quatrième. En effet, le gain moyen quotidien entre la troisième et la cinquième semaine est de  $633,8 \pm 333,2$  g pour les chiots appartenant à Q1, de  $748,2 \pm 466,4$  g pour les chiots appartenant à Q2, de  $695,9 \pm 353,7$  g pour les chiots appartenant à Q3 et de  $883,2 \pm 526,5$  g pour les chiots appartenant à Q4, et il n'y a pas de différence significative de GMQ entre les chiots de Q1 et ceux de Q2, ni entre ceux de Q2 et ceux de Q3 mais il y a une différence significative de GMQ entre les chiots de Q3 et ceux de Q4 ( $p < 0,05$ ). Les chiots les plus grands à l'âge de 21 jours grandissent significativement plus vite que les autres pendant les deux semaines suivantes.

Rodbard (1950) et McNab (1970) ont montré que pour les petits mammifères, plus le poids de l'animal est important, plus la température est haute et maintenue précisément et vice-versa. Ceci est en accord avec nos résultats mais ne permet pas d'expliquer pourquoi il n'y a pas de différence significative de température entre les trois premiers quartiles à 21 jours. Il faudrait peut-être un effectif plus important pour que la différence entre les trois premiers quartiles soit visible.

### **3.3.5. En fonction du mois de naissance**

Nous avons observé une différence significative entre les températures à la naissance, à une semaine et à deux semaines selon le mois de naissance. La différence entre les températures à une et deux semaines est présente seulement entre les mois d'août et septembre, tandis qu'on observe une différence significative entre les températures qui suivent la naissance entre septembre et octobre et entre octobre et novembre. Cela peut être lié au fait qu'il y a de plus grosses différences de températures extérieures entre ces trois derniers mois qu'entre août et septembre.

Le mois de naissance n'a pas d'influence sur la mortalité avant le sevrage. Andersen (1957), dans une étude sur la mortalité néonatale, a observé que les variations climatiques mensuelles ne coïncidaient pas avec les fluctuations de la mortalité des chiots. Toutefois, les morts correspondaient aux changements soudains des conditions climatiques dans une journée. Les pertes les plus importantes étaient observées à l'automne, qui était caractérisé par des changements rapides de température, quand un jour chaud pouvait être suivi d'une nuit froide. Les morts des chiots entre les âges de 8 et 21 jours se produisaient pour la plupart durant l'été quand la température était proche de  $42^{\circ}\text{C}$  ; les chiots cherchaient une zone plus fraîche mais n'étaient pas capables de rejoindre leur nid après une exposition directe au soleil. Nous aurions pu enregistrer la température extérieure à chaque prise de température rectale. Grâce à cela, nous aurions eu la possibilité d'étudier l'influence de la température environnementale sur la température rectale.

### **3.3.6. En fonction de tous les facteurs précédents**

On n'obtient pas les mêmes résultats si on considère séparément la période néonatale et la période pédiatrique et si on considère toute la période de la naissance au sevrage. Par exemple si on considère la période néonatale alors le poids de naissance a une grande influence sur la température alors que sur la période globale, seul le poids à 21 jours a une influence.

Le format racial n'influence pas la température en période néonatale mais il a une influence en période pédiatrique et sur la période globale. On peut l'expliquer par le fait que si les chiots sont assez proches à la naissance, les différences entre les formats raciaux sont exacerbées après la phase de croissance de la naissance à trois semaines.

De façon inattendue, le mois de naissance influence la température de la période pédiatrique alors qu'il n'influence ni celle de la période néonatale ni celle de la période globale. Pourtant on s'attendrait à ce qu'il n'ait pas d'influence en période pédiatrique qui commence presque un mois plus tard, à un moment où la thermorégulation est plus efficace qu'à la naissance.

Le résultat important à souligner est la différence significative de température entre chaque portée et entre chaque chiot, montrant que dès la naissance, la température est une valeur individuelle et qu'il n'y a pas de lien significatif entre les températures corporelles de chiots de la même portée.

## **3.4. Influence de la température sur la croissance et la mortalité**

### **3.4.1. Distribution de la température et la mortalité dans la population**

On remarque que la répartition de la température dans la population suit un modèle identique pour la température à 24h et celle à 48h. La température à la naissance, elle, ne semble pas du tout suivre le même modèle. Mais ce que nous appelons température à la naissance est en fait la température du chiot mesurée au cours des huit heures suivant la naissance. Or, au moment de la naissance, la température du chiot est égale à celle de l'utérus, puis elle décroît rapidement, en fonction de la température extérieure et de la rapidité de la mère à sécher son petit pour ensuite remonter et se stabiliser, une fois le chiot sec et dans un endroit chaud (Fox, 1963 ; Crighton, 1968 ; Poffenbarger et al., 1990). Cela explique sans doute pourquoi les températures prises dans les huit heures suivant la naissance ne sont pas comparables entre elles. Il faut donc envisager ces températures avec prudence, même si l'analyse statistique leur prête une influence. Pour réellement mesurer le lien entre la température à la naissance et la mortalité ou la croissance il faudrait prendre la température des chiots à un temps fixe de la naissance, ce qui ne sera pas ensuite très facile à utiliser en pratique.

On observe un taux de mortalité de 21% entre la naissance et le sevrage, ce qui s'inscrit dans les chiffres disponibles dans la littérature : Lawler (1989) parle de 10 à 30% de mortalité avant le sevrage, Gill (2001) de 18,5% avant le sevrage, Sturgess (1998) de 15 à 40% pendant les 3 premiers mois, Belin (2013) de 22,8% avant le sevrage et Mila et al. (2014) de 22,9% avant l'âge de 60 jours.

La mortalité durant les trois premières semaines de vie représente 71% de la mortalité totale avant sevrage. La mortalité durant la première semaine de vie représente quant à elle 46% de la mortalité totale avant sevrage. Cette mortalité concentrée dans les premières semaines de vie est rapportée dans la littérature (Crighton, 1968 ; Poffenbarger et al., 1990 ; Gill, 2001 ; Tønnessen et al., 2012 ; Belin, 2013 ; Mila et al., 2014). Cela peut être expliqué par l'installation rapide de l'hypothermie sur un jeune chiot, les agents infectieux, les défauts congénitaux et les difficultés lors du part.

### **3.4.2. Mortalité précoce et hypothermie**

Nos résultats montrent que plus la température rectale durant la première semaine est basse, plus la mortalité avant J21 est importante. Ceci est en accord avec les données de la littérature, qui présentent l'hypothermie comme une cause de mortalité importante chez le chiot nouveau-né (Crighton, 1968 ; Poffenbarger et al., 1990). Lors d'hypothermie sévère, la fréquence cardiaque et la fréquence respiratoire du chiot diminuent, le chiot arrête de s'alimenter et meurt. On observe plus précisément que la mortalité avant le sevrage pour une température rectale à 24h inférieure à 34°C est de 63% (contre 18% pour une température supérieure à 34°C). Cette température peut être considérée comme un signal d'alerte pour l'éleveur.

D'autre part, toujours à 24h, la mortalité avant 21 jours est bien plus importante pour les températures rectales inférieures à 35°C (48%) et diminue jusqu'à 38°C (10%) mais elle augmente à nouveau pour les chiots dont la température est supérieure à 38°C (27%). A 48h et 1 semaine d'âge, la mortalité avant 21 jours diminue quand la température rectale augmente, pour les températures supérieures à 38°C la mortalité est alors de 0% à 48h et de 5% à 1 semaine. Cette mortalité plus importante à l'âge de 1 jour pour les chiots ayant une température supérieure à 38°C pourrait être liée à des déficits de thermorégulation au niveau de la dissipation de chaleur. La température rectale haute de ces chiots peut être due à une exposition trop longue sous la lampe chauffante ou à une position centrale entre le reste de la portée et la mère par exemple, sans possibilité de s'éloigner. A l'âge de 1 jour, les chiots qui ont le plus de difficultés à se déplacer pour s'éloigner des endroits trop chauds vont avoir des températures rectales supérieures à 38°C. Ces chiots sont plus faibles que le reste de la portée, ce qui peut expliquer leur plus grand taux de mortalité par la suite.

### **3.4.3. Influence de la température sur la croissance**

Nos résultats n'ont pas permis de mettre en évidence un lien entre le gain moyen quotidien et la température durant les premiers jours. Sokal et Sinclair (1976) ont obtenu des résultats similaires sur des lapins nouveau-nés. Ils les ont séparés en deux groupes élevés à des températures environnementales qui ont une influence sur le métabolisme et sur la consommation d'oxygène. Aucune différence n'a été observée entre les deux groupes ni pour la consommation de lait ni pour la vitesse de croissance.

On observe pourtant que à 1 et 2 jours de vie les chiots ayant des températures très basses (inférieures à 33°C) ont tous un gain moyen quotidien inférieur à la moyenne voire négatif. Fox (1963) avançait que les chiots ayant subi une période d'hypothermie grandissaient moins vite par la suite et présentaient parfois des troubles nerveux. De plus, la digestion du lait ne se fait plus en dessous de 34,4°C (Root Kustritz, 2011).

#### **3.4.4. Hypothermie et hyperthermie et relation avec la mortalité en période pédiatrique**

Avant trois semaines d'âge nous n'avons observé aucun cas d'hyperthermie, ce qui est cohérent avec la littérature. Par exemple, Miller (2011) affirme qu'un chiot nouveau-né est incapable de développer une fièvre et que sur un jeune chiot de quelques semaines il faut envisager une infection même sans hyperthermie associée. Bien que chez les porcs (Moraes et al., 1985) et les agneaux (Goelst et al., 1992) les nouveau-nés semblent capables d'établir une réponse fébrile à un pyrogène dès l'âge de 5 jours, il semblerait qu'il faille plus de temps aux chiots.

Nous avons pu établir un lien entre l'hyperthermie et la mortalité seulement à l'âge de cinq semaines, auquel la mortalité augmente significativement avec la température. Nous n'avons pu établir aucun lien statistique entre la mortalité et l'hyperthermie ou l'hypothermie durant le reste de la période pédiatrique. Dans notre étude, certains chiots malades (c'est-à-dire chez lesquels des signes cliniques étaient mis en évidence) ne développaient pas d'hyperthermie. Ainsi certains chiots n'étaient peut-être pas suffisamment matures pour développer une hyperthermie en réponse à l'infection. On remarque que seulement 20% (9/45) des chiots hyperthermes l'ont été plus d'un jour. Mais parmi les chiots ayant été deux ou trois jours en hyperthermie, aucun n'est mort. Les 11% de mortalité des chiots hyperthermes concernent exclusivement des chiots n'ayant eu qu'un jour d'hyperthermie. L'absence de différence significative de taux de mortalité entre les chiots hyperthermes et normothermes pourrait s'expliquer par le rôle défensif de l'hyperthermie : les chiots normothermes peuvent être des chiots sains ou des chiots n'ayant pas développé de fièvre en réponse à l'infection ont été privés de ce moyen de défense naturel.

L'hypothermie n'a pas de lien statistique avec la mortalité tardive alors qu'elle en a un avec la mortalité précoce. Cela peut être expliqué par le fait qu'en période pédiatrique, les chiots sont capables de produire de la chaleur par la thermogenèse par le frisson et plus seulement par la thermogenèse sans frisson comme en période néonatale (Poffenbarger et al., 1990 ; Asakura, 2004).

## Conclusion

La température corporelle est utilisée comme un indicateur important du statut sanitaire d'un individu. Depuis l'invention du premier appareil de mesure de température il y a 400 ans, les thermomètres ont subi de nombreuses modifications basées sur des études scientifiques ce qui a permis d'arriver à notre actuel thermomètre médical.

Nous avons obtenu une courbe de température de la naissance au sevrage, rassemblant les données de nombreux chiots, permettant aux éleveurs d'avoir une référence de ce que la température devrait être en fonction de l'âge du chiot. Nous avons également établi un tableau de correspondance permettant, avec la température mesurée grâce au thermomètre infrarouge New Test Evoluscan®, d'obtenir l'équivalent en température rectale durant la première semaine de vie des chiots.

Pour compléter cette étude, on pourrait envisager les moyens d'utiliser une caméra thermique fixée au dessus des boxes de mise-bas qui permettrait de surveiller la température des chiots. Cela permettrait d'avoir des données sur toutes les portées et de s'affranchir des biais liés à la manipulation. Bien sûr il faudrait trouver une zone visible du chiot fournissant une température proche de la température centrale.

On pourrait également tester un thermomètre infrarouge auriculaire qui fournira peut-être une valeur plus proche de la température rectale que le New Test Evoluscan, bien que l'utilisation d'un tel thermomètre pourrait être difficile au vu de la taille des conduits auriculaires d'un chiot.

Pour évaluer de façon plus précise l'effet de la température environnementale sur la température centrale des chiots, une étude mesurant en parallèle la température environnementale à chaque prise de température rectale pourrait être réalisée. Cela permettrait à l'éleveur d'avoir des données de température environnementale à respecter encore plus précises que celles disponibles actuellement dans la littérature.

Des méthodes de mesure de température actuellement disponibles, la mesure de température par thermomètre rectale reste la plus sûre et celle fournissant la valeur la plus proche de la température centrale. Dans les élevages canins, on a besoin d'une méthode de mesure de température la moins invasive possible étant donné le petit format des animaux concernés et les élevages de grande taille ont besoin d'une méthode rapide voire automatisée. Avec l'évolution de la technologie, on peut espérer que de nouvelles méthodes de mesure de la température des animaux apparaissent, plus rapides, plus fiables et moins invasives.

**AGREMENT SCIENTIFIQUE**

**En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire**

Je soussignée, Sylvie CHASTANT, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **CATTEAU Marie** intitulée « **Température du chiot en période néonatale et pédiatrique : mesure, variation, intérêt pronostique.** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.



Fait à Toulouse, le 18 novembre 2014  
Professeure Sylvie CHASTANT  
Enseignant chercheur  
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse


Vu :  
Le Directeur de l'Ecole  
Vétérinaire de Toulouse  
Professeur Alain MILON

Vu :  
Le Président du jury :  
Professeur Laurent ALRIC



Professeur Laurent ALRIC  
Médecine Interne  
Fédération Digestive  
Pavillon Daulefoy (3e étage)  
HOPITAL PURPAN  
31059 TOULOUSE Cedex

Vu et autorisation de l'impression :  
Le Président de l'Université  
Paul Sabatier  
Professeur Bertrand MONTHUBERT  
Par délégation, la Vice-Présidente du CEVU  
Madame Régine ANDRÉ OBRECHT


Melle CATTEAU Marie  
a été admis(e) sur concours en : 2009  
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 25/06/2013  
a validé son année d'approfondissement le : 17/07/2014  
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

## Bibliographie

ANDERSEN, AC, 1957. Puppy production to the weaning age. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. Vol. 130, n° 4, p. 151-158.

ARAI, T., LEE, P., MORI, N., KAWASUMI, K., LI, G., YAMAMOTO, I. et TANABE, H., 2012. Supplementing five-point body condition score with body fat percentage increases the sensitivity for assessing overweight status of small to medium sized dogs. *Veterinary Medicine: Research and Reports*. p. 71.

ASAKURA, H, 2004. Fetal and Neonatal Thermoregulation. *Journal of Nippon Medical School*. Vol. 71, n° 6, p. 360-370.

BELIN, M., 2013. *Croissance et mortalité du chiot en élevage*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse 3. 82p.

BITAR, D., GOUBAR, A. et DESENCLOS, JC., 2009. International travels and fever screening during epidemics: a literature review on the effectiveness and potential use of non-contact infrared thermometers.

BLISS-HOLTZ, J., 1989. Comparison of rectal, axillary, and inguinal temperatures in full-term newborn infants. *Nursing Research*. Vol. 38, n° 2, p. 85-87.

BOWER, B. D., JONES, L. F. et WEEKS, M. M., 1960. Cold Injury in the Newborn. *British Medical Journal*. Vol. 1, n° 5169, p. 303-309.

BUETOW, KC et KLEIN, SW, 1964. Effect of Maintenance of « Normal » Skin Temperature on Survival of Infants of Low Birth Weight. *Pediatrics*. Vol. 34, n° 2, p. 163-170.

BURFEIND, O., VON KEYSERLINGK, M.A.G., WEARY, D.M., VEIRA, D.M. et HEUWIESER, W., 2010. Short communication: Repeatability of measures of rectal temperature in dairy cows. *Journal of Dairy Science*. Vol. 93, n° 2, p. 624-627.

CHIANG, MF, LIN, PW, LIN, LF, CHIOU, HY, CHIEN, CW, CHU, SF et CHIU, WT, 2008. Mass Screening of Suspected Febrile Patients with Remote-sensing Infrared Thermography: Alarm Temperature and Optimal Distance. *Journal of the Formosan Medical Association*. Vol. 107, n° 12, p. 937-944.

COCEANI, F, BISHAI, I, ENGELBERTS, D, HOUSE, RV et ADAMSON, SL, 1995. Response of newborn and adult sheep to pyrogens: relation between fever and brain eicosanoid changes. *Brain Research*. Vol. 700, n° 1-2, p. 191-204.

COOPER, K. E., KASTING, N. W., LEDERIS, K. et VEALE, W. L., 1979. Evidence supporting a role for endogenous vasopressin in natural suppression of fever in the sheep. *The Journal of Physiology*. Vol. 295, n° 1, p. 33-45.

CRAIG, W. S., 1963. The Early Detection of Pyrexia in the Newborn. *Archives of Disease in Childhood*. Vol. 38, n° 197, p. 29-39.

CRIGHTON, G. W., 1968. Symposium: Neonatal Diseases of the Dog: III: Thermal Regulation in the New-born Dog. *Journal of Small Animal Practice*. Vol. 9, n° 9, p. 463-472.

- DUNCAN, AL, BELL, AJ, CHU, K et GREENSLADE, JH, 2008. Can a non-contact infrared thermometer be used interchangeably with other thermometers in an adult Emergency Department? *Australasian Emergency Nursing Journal*. Vol. 11, n° 3, p. 130-134.
- ERECINSKA, M, THORESEN, M et SILVER, IA, 2003. Effects of Hypothermia on Energy Metabolism in Mammalian Central Nervous System. *Journal of Cerebral Blood Flow & Metabolism*. p. 513-530.
- FOX, M. W., 1963. Neonatal mortality in the dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. Vol. 143, p. 1219-1223.
- GILL, MA, 2001. Perinatal and late neonatal mortality in the dog. Thèse d'université. University of Sydney, Sydney, Australia. 190p.
- GOELST, K., MITCHELL, D. et LABURN, H., 1992. Fever responses in newborn lambs. *Pflügers Archiv*. Vol. 421, n° 4, p. 299-301.
- GREER, RJ, COHN, LA, DODAM, JR, WAGNER-MANN, CC et MANN, FA, 2007. Comparison of three methods of temperature measurement in hypothermic, euthermic, and hyperthermic dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. Vol. 230, n° 12, p. 1841-1848.
- HIMMS-HAGEN, J., 1990. Brown adipose tissue thermogenesis: interdisciplinary studies. *The FASEB Journal*. Vol. 4, n° 11, p. 2890-2898.
- HOFFMANN, G, SCHMIDT, M, AMMON, C, ROSE-MEIERHÖFER, S, BURFEIND, O, HEUWIESER, W et BERG, W, 2013. Monitoring the body temperature of cows and calves using video recordings from an infrared thermography camera. *Veterinary Research Communications*. Vol. 37, n° 2, p. 91-99.
- HOSKINS, JD, 2001. Physical examination and diagnostic imaging procedures. In: *Veterinary pediatrics : dogs and cats from birth to six months*. 3rd edition. Philadelphia : Saunders/Elsevier. p. 1-4.
- JOHNSON, SR, RAO, S, HUSSEY, SB, MORLEY, S et TRAUB-DARGATZ, JL, 2011. Thermographic Eye Temperature as an Index to Body Temperature in Ponies. *Journal of Equine Veterinary Science*. Vol. 31, n° 2, p. 63-66.
- JOHNSTON, SD et ROOT KUSTRITZ, MV, 2001. The neonate from birth to weaning. In : *Canine and feline theriogenology*. 1st edition. Philadelphia : Saunders/Elsevier. p. 146-149.
- LAWLER, D. F., 1989. Care and diseases of neonatal puppies and kittens. In : *Current Veterinary Therapy*. 10th edition. Philadelphia : Saunders. p. 1325-1333.
- MATSUMURA, K., WATANABE, Y., ONOE, H., WATANABE, Y. et HAYAISHI, O., 1990. High density of prostaglandin E2 binding sites in the anterior wall of the 3rd ventricle: a possible site of its hyperthermic action. *Brain Research*. Vol. 533, n° 1, p. 147-151.
- MCNAB, B. K., 1970. Body weight and the energetics of temperature regulation. *Journal of Experimental Biology*. Vol. 53, p. 329-348.
- MILA, H., FEUGIER, A., GRELLET, A. et CHASTANT-MAILLARD, S., 2014. *Variability of mortality risk factors with age in puppy*.

- MILA, H., GRELLET, A. et CHASTANT, S., 2012. Prognostic value of birth weight and early weight gain on neonatal and pediatric mortality : a longitudinal study on 984 puppies. *7th Quadrennial International Symposium on Canine and Feline Reproduction*. Whistler, BC, Canada.
- MILLER, JB, 2011. Approach of the febrile patient. In : *Small Animal Pediatrics : the first 12 months of life*. 1st edition. Saint Louis : Saunders/Elsevier. p. 161-166.
- MORAES, R.N., MACARI, M. et PELA, I.R., 1985. Observations on the Development of the Febrile Response to Pyrogen in Newborn Pigs. *Neonatology*. Vol. 48, n° 5, p. 307-312.
- MORTOLA, JP et NASO, L, 1998. Thermogenesis in newborn rats after prenatal or postnatal hypoxia. *Journal of Applied Physiology*. Vol. 85, n° 1, p. 84-90.
- MUEGLER, P. A., PETERSON, J. S., KOLER, R. D., METCALFE, J. et BLACK, J. A., 1979. Postnatal regulation of oxygen delivery: hematologic parameters of postnatal dogs. *American Journal of Physiology - Heart and Circulatory Physiology*. Vol. 237, n° 1, p. H71-H75.
- NAYLOR, Jonathan M., STREETER, Renee M. et TORGERSON, Paul, 2012. Factors affecting rectal temperature measurement using commonly available digital thermometers. *Research in Veterinary Science*. Vol. 92, n° 1, p. 121-123.
- NG, E. Y. K, KAWB, G. J. L et CHANG, W. M, 2004. Analysis of IR thermal imager for mass blind fever screening. *Microvascular Research*. Vol. 68, n° 2, p. 104-109.
- PICCIONE, G, GIUDICE, E, FAZIO, F et MORTOLA, JP, 2010. The daily rhythm of body temperature, heart and respiratory rate in newborn dogs. *Journal of Comparative Physiology B*. Vol. 180, n° 6, p. 895-904.
- POFFENBARGER, E. M., RALSTON, S. L., CHANDLER, M. L. et OLSON, P. N., 1990. Canine neonatology. Part 1. Physiologic differences between puppies and adults. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*. Vol. 12, n° 11, p. 1601-1609.
- RAINWATER-LOVETT, K, PACHECO, JM, PACKER, C et RODRIGUEZ, LL, 2009. Detection of foot-and-mouth disease virus infected cattle using infrared thermography. *The Veterinary Journal*. Vol. 180, n° 3, p. 317-324.
- RAMEY, D, BACHMANN, K et LEE, ML, 2011. A Comparative Study of Non-contact Infrared and Digital Rectal Thermometer Measurements of Body Temperature in the Horse. *Journal of Equine Veterinary Science*. Vol. 31, n° 4, p. 191-193.
- RICKARD, V, 2011. Birth and the first 24 hours. In : *Small Animal Pediatrics : the first 12 months of life*. 1st edition. Saint Louis : Saunders/Elsevier. p. 11-19.
- RODBARD, S., 1950. Weight and body temperature. *American Association for the Advancement of Science*. Vol. 111, p. 465-466.
- ROOT KUSTRITZ, MV, 2011. History and physical examination of the neonate. In : *Small Animal Pediatrics : the first 12 months of life*. 1st edition. Saint Louis : Saunders/Elsevier. p. 20-22.
- SATINOFF, E., MCEWEN, G. N. et WILLIAMS, B. A., 1976. Behavioral fever in newborn rabbits. *Science*. Vol. 193, n° 4258, p. 1139-1140.

SCHAEFER, A. L., COOK, N. J., BENCH, C., CHABOT, J. B., COLYN, J., LIU, T., OKINE, E. K., STEWART, M. et WEBSTER, J. R., 2012. The non-invasive and automated detection of bovine respiratory disease onset in receiver calves using infrared thermography. *Research in Veterinary Science*. Vol. 93, n° 2, p. 928-935.

SCHAEFER, A. L., COOK, N., TESSARO, S. V., DEREGT, D., DESROCHES, G., DUBESKI, P. L., TONG, A. K.w. et GODSON, D. L., 2004. Early detection and prediction of infection using infrared thermography. *Canadian Journal of Animal Science*. Vol. 84, n° 1, p. 73-80.

SOKAL, M et SINCLAIR, J, 1976. Effect of Temperature on Growth of Newborn Rabbits. *Neonatology*. Vol. 28, n° 1-2, p. 1-11.

STURGESS, K., 1998. Infectious diseases of young puppies and kittens. In : *BSAVA manual of small animal reproduction and neonatology*, Cheltenham, UK. 1998. p. 159-166.

SZEKELY, M. et SZELENYI, Z., 1977. Effect of Escherichia coli endotoxin on body temperature in the newborn rabbit, cat, guinea pig and rat. *Acta physiologica*.

TØNNESEN, R., BORGE, K. S., NØDTVEDT, A. et INDREBØ, A., 2012. Canine perinatal mortality: A cohort study of 224 breeds. *Theriogenology*. Vol. 77, n° 9, p. 1788-1801.

WIDDOWSON, E. M., 1950. Chemical composition of newly born mammals. *Nature*. Vol. 166, p. 626-628.

**Sites internet :**

[www.meteofrance.fr](http://www.meteofrance.fr)

NOM : CATTEAU

PRENOM : Marie

TITRE : Température du chiot en période néonatale et pédiatrique : mesure, variation, intérêt pronostique.

RESUME : En élevage canin, la température est une information primordiale dans l'évaluation de l'état de santé des chiots. A l'aide de données récoltées sur 437 chiots entre août et novembre 2013, nous avons d'abord comparé deux méthodes de mesure de température non invasives au thermomètre rectal. Le thermomètre infrarouge ne donne pas de valeurs équivalentes à celle du thermomètre rectal mais les valeurs sont corrélées durant la première semaine de vie. A l'opposé, la caméra thermique n'est pas une méthode exacte de mesure de température mais elle permet de repérer les deux chiots les plus froids par portée. Nous avons ensuite montré que l'hypothermie à l'âge de 24 h est un facteur favorisant la mortalité avant 21j (63% en dessous de 34°C vs 18% au dessus). La température n'a pas d'effet sur la croissance du chiot ni sur la mortalité en période pédiatrique (J21-56). La température du chiot augmente de la naissance au sevrage avec des variations liées au format racial et au poids à J21.

MOTS-CLES : Thermomètre – Mortalité néonatale – Infrarouge – Croissance

---

ENGLISH TITLE: Temperature of puppies during neonate and pediatric period : measurement, variations, prognostic value.

ABSTRACT: In dog's breeding, temperature gives an important piece of information about puppies' health assessment. Thanks to data collected on 437 puppies between August and November 2013, we first compared non invasive methods for temperature measurement with rectal thermometer. Infrared thermometer doesn't give equivalent results to rectal thermometer but the results are in correlation during the first week of life. On the other hand, infrared camera isn't an exact measurement method but appears to be a good way to find the two coldest puppies in a litter. We then showed that hypothermia is a cause leading to mortality before the age of 21 days (63% below 34°C vs 18% above). Temperature doesn't affect growth or pediatric mortality (D21-56). Temperature increases from birth to weaning with variations linked to the types of breed and the weight at D21.

KEY WORDS: Thermometer – Neonatal mortality – Infrared - Growth